

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME X

1^{er} NOVEMBRE 1932

N° 6

MÉMOIRES ORIGINAUX

CULICIDÉS DU GABON.

IV. ESSAI SUR LEUR BIOLOGIE DANS SES RAPPORTS AVEC LE PALUDISME LOCAL

Par Henri GALLIARD

GÉOGRAPHIE

La région du Gabon occidental, prospectée de mai à novembre 1930 par la mission géologique dont je faisais partie, est située dans l'hémisphère sud, entre l'équateur et le 3° parallèle. C'est un quadrilatère limité à l'ouest par la mer, au nord par l'Ogooué, à l'est par la N'gounié, affluent du précédent et au sud par la Nyanga. Deux chaînes de montagnes orientées S.-O., N.-E., traversent en diagonale cette zone : une chaîne occidentale, le Mayombe, qui, voisine de la côte à la hauteur de Mayumba, s'en écarte progressivement et se prolonge au nord par le massif du Koumouna Bouali, près de Sindara sur la N'gounié ; une autre chaîne, orientale, parallèle à la première, se terminant au nord par le massif des Tandous, descend à pic, d'un côté sur la région de Tchibanga et la vallée de la Moukalaba, de l'autre sur la vallée de la N'gounié.

La forêt équatoriale recouvre toute la région côtière basse, à l'ouest du Mayombe, et les deux chaînes de montagne. Les zones de savane sont réduites à la vallée de la Nyanga entre Tchibanga et Divenié, à la vallée de la Moukalaba, long couloir enserré entre

CONDITIONS CLIMATÉRIQUES

L'année est divisée, ici comme dans toute la zone équatoriale, en deux saisons : une saison sèche qui dure de mai à septembre et une saison de pluies qui dure d'octobre à avril. Vers le mois de décembre, s'intercale une « petite saison sèche » pendant laquelle les pluies diminuent d'intensité sans s'arrêter complètement.

La durée des deux saisons est d'ailleurs très inégale et variable suivant les années. Le passage de l'une à l'autre est progressif et marqué par une période de déséquilibre qui peut se prolonger pendant plusieurs semaines. Ainsi la mission est arrivée en mai 1930 à Port-Gentil, mais les pluies tombaient encore en tornades tous les jours tandis que le temps restait constamment couvert comme en saison sèche. C'est seulement vers le 15 juin que la saison sèche s'est définitivement installée. L'année précédente, les pluies avaient cessé au début de mai et la saison sèche avait duré jusqu'à la fin de novembre. Cette année, la première grosse pluie est tombée vers le 15 septembre.

En principe, la saison vraiment sèche est très courte. La sécheresse est d'ailleurs relative et l'état hygrométrique de l'air reste toujours élevé : ainsi en forêt il y a toujours une très forte condensation de vapeur d'eau qui le matin tombe des arbres en véritable pluie, surtout à la fin de juillet (à Niali, 480 mètres, point culminant de la chaîne orientale). Dès 19 heures, on était transpercé par une humidité glaciale malgré une température de 21°. Dès le début d'août, ce même phénomène s'observait en savane (N'dendé, vallée de la N'gounié). Le 20 août tombe la première pluie, c'est plutôt une sorte de crachin qu'on appelle ici « pluie des mangues », et qui dure plusieurs heures. Le 27 août, c'est la première pluie véritable, de courte durée, peu intense ; puis de nouveau, il pleut le 6 septembre. Enfin, le 25 septembre, première tornade qui dure plusieurs heures. A partir de ce moment, les pluies diminuent de nouveau, puis reprennent toute leur intensité au 15 octobre et la saison des pluies est alors définitivement installée. Mais ce n'est pas encore ce que les Européens appellent l'« hivernage », avec des alternatives de pluies en tornades et de belles journées ensoleillées. Pendant la saison sèche, le ciel est constamment couvert et le soleil ne se montre pour ainsi dire jamais.

La durée de la saison sèche vraie est courte puisqu'elle dure du 15 juin au 15 août. En réalité, les eaux continuent à baisser jusqu'au milieu d'octobre et la circulation n'est guère gênée qu'à partir de ce moment : alors en quelques jours les bas-fonds de la forêt sont inondés.

Pendant cette saison sèche la température est peu élevée. C'est à ce moment qu'on observe les plus grands écarts entre le jour et la nuit. Le minimum observé fut, le 7 juillet, à Mourindi (en savane) : 12° à 3 heures du matin, le maximum 22° à 17 heures (Niali, forêt). En général, il y a vers 6 heures 14°, à midi 19°, de 15 à 17 heures 20-22° et à 19 heures, 18°. Pendant cette période, la sécheresse est très relative et le degré hygrométrique de l'air reste élevé.

Dès le mois d'août, les chiffres maximum et minimum s'élèvent et se rapprochent : le 24 août, il y avait en forêt, par exemple, 27° à 12 heures et 25° à 20 heures (M'Bigou, Mont des Tandou). La température, à partir de ce moment, oscille entre 25° et 28° jour et nuit ; en octobre (Eschiras), entre 28° et 30°5 et en novembre, entre 29°5 et 32° (Fernan Vaz, Port-Gentil). A cette période, surtout à partir du 15 octobre, l'humidité devient intolérable.

En mai, à la fin de la saison des pluies, le maximum observé a été 32° à 13 heures (Port-Gentil). La période de transition entre la saison des pluies et la saison sèche semble au point de vue température aussi courte et brutale que l'autre avait été lente et progressive.

GÎTES LARVAIRES

Les Anophèles trouvés à l'état larvaire sont : *A. funestus*, *A. gambiæ*, *A. mauritanus*, *A. pharoensis*, *A. rufipes*.

A. gambiæ

A.-M. Evans (1927) a résumé ainsi sa biologie : vit à l'état larvaire dans de petites collections d'eau et toujours au soleil, du moins pendant une partie du jour. La nécessité de cette exposition au soleil a été notée par presque tous les auteurs, que ce soit au Kenya, Sierra Leone, Nigeria, Rhodésie du Sud, Nyassaland. Graham à Lagos (1910), Balfour à Maurice (1922), Lamborn au Nyassaland (1925) ont constaté la présence d'algues vertes dans les gîtes favorables et Balfour pensait que le soleil agissait surtout sur la croissance de ces algues. Cet anophèle s'accommode de tous les gîtes : grands marais, collections d'eau produites par les débordements des rivières, fossés au bord des routes, petites collections d'eau de pluie, eau boueuse dans les empreintes d'animaux (Ingram), eau stagnante le plus souvent. Dans certaines régions ce sont les mares résiduelles dans le lit des ruisseaux qui constituent en saison sèche le gîte unique (Anderson 1930). Parfois c'est l'eau courante, mais plus rarement le bord de rivières à cours lent, peu profondes, avec bords herbeux ou nettement découpés. Mais un courant trop rapide lui est nuisible : ses larves disparaissent quand on draine pour l'accélérer

(Anderson). L'eau peut contenir de la végétation ou en être, du moins en apparence, complètement dépourvue (Leeson, Evans). L'eau peut être propre, limpide, cristalline, provenir d'une source ; parfois ce sont les vagues d'un bord de lac (Garnham). D'autres fois, au contraire, elle est boueuse (Ingram, Swellengrebel, Annecke et de Meillon en Afrique du Sud, Anderson au Nigeria). Parfois c'est l'eau argileuse des trous à briques ou des bords de rivières (Hancock en Uganda, Schwetz). Blacklock et Evans ont signalé la présence des larves dans des trous creusés dans la latérite. Garnham au Kenya juge ces gîtes nettement défavorables au même titre que ceux qui contiennent des bactéries ferrugineuses.

Les larves supportent des eaux stagnantes et sales pourvu qu'elles soient au soleil (Symes 1926), bien que Schwetz (Elisabethville) ait constaté qu'une eau même pure mais restée stagnante était défavorable. Parfois on trouve des larves dans les trous contenant de la végétation en décomposition, des caniveaux d'eau polluée (Schwetz) et jusque dans l'eau des fosses et des latrines (Mansfield-Aders à Zanzibar ; Garnham au Kenya). Par contre, de Boer (Kenya), Swellengrebel, Annecke et de Meillon (Afrique du Sud), Symes, ne les ont jamais trouvées dans ces conditions. Il y a enfin les récipients artificiels (domestic containers) (Graham au Lagos, 1911, Joyeux en Guinée, Garnham au Kenya) ; par contre, Hancock (Uganda) et Schwetz (Stanleyville) ne les y ont jamais rencontrées. Signalons également les réservoirs cimentés (Blacklock, Evans), contrairement à Leeson et Garnham, les canots (Mansfield-Aders, Macfie et Ingram), les trous de crabe (Dalziel, Dunn), les gouttières des toits (Dalziel, 1920), les trous d'arbres (Macfie et Ingram, 1923), bien que Garnham n'ait jamais trouvé de larves dans ces deux dernières catégories de gîtes au Kenya.

L'espèce est donc très ubiquiste et, suivant l'expression de Garnham, pendant les pluies, on la trouve dans tout et partout. Mais en principe elle recherche l'exposition au soleil.

Au Gabon, j'ai surtout trouvé des larves de cette espèce sur la côte (Port-Gentil et Mayumba), dans certaines régions de la savane (Tchibanga) et le long de certaines rivières (Rimbo N'komi). La ville de Port-Gentil est construite sur la barre littorale, vaste plaine marécageuse qui ferme l'estuaire de l'Ogooué. Une route cimentée de 3 kilomètres court le long de la mer entre deux rangées d'habitations bâties généralement sur pilotis. En saison des pluies, presque toute la plaine est transformée en marais herbeux et au mois de mai, on trouvait des larves d'*A. gambiæ*. Celles d'*A. mauritanus* étaient cependant plus abondantes dans les fossés herbeux un peu plus éloignés de la mer. Je n'ai jamais trouvé de larves sauf celles d'*Aedes argenteus*, dans aucun récipient domestique, même au mois de novembre alors que les gîtes herbeux étaient encore très réduits en nombre et bien que les adultes fussent déjà nombreux dans les maisons.

A Fernan Vaz, en novembre, les larves d'*A. gambiæ* pullulaient dans les mares herbeuses de la plantation de la mission et dans des trous d'eau. A Tchibanga, en saison sèche, j'ai trouvé des larves d'*A. gambiæ* dans un trou creusé récemment dans l'argile près du lit de la Nyanga et semblant entièrement dépourvu de végétation. A N'Dendé, les larves d'*A. gambiæ* et *A. funestus* coexistaient dans le même gîte. Dès le mois d'octobre, on trouvait des larves dans les papyrus le long des rives du Rimbo N'Komi, dans certains bas-fonds inondés de la forêt, mais toujours exposés au grand jour.

A. funestus

Les larves de cette espèce se rencontrent surtout dans les herbes ou les algues filamenteuses sur les bords de cours d'eau ou ruisseaux à courant faible, à l'ombre ou au soleil (Evans). Pour Swellengrebel et ses collaborateurs, en Afrique du Sud, elles vivent principalement dans les cours d'eau, de montagnes ou de plaines (Symes). Les gîtes sont d'ailleurs variables : ce sont les marais au Gold Coast (Ingram), à Zanzibar (Mansfield-Aders), en Nigeria du Sud (D. Anderson), mais pas en Afrique du Sud (Swellengrebel, Annecke et de Meillon), les bords des étangs (McGregor à Maurice), les mares résiduelles, les rizières à Zanzibar. La plupart des auteurs signalent des gîtes ombrés, à Zanzibar, en Afrique du Sud (Swellengrebel et collabor.), au Kenya (D. Anderson, Garnham, Van Sommeren et de Boer). Il y a presque toujours de la végétation dans les gîtes (Blacklock et Evans) ; au Kenya, Garnham a trouvé des larves dans les îles flottantes de papyrus, près du bord des rivières à courant faible ; dans les trous d'eau, les larves sont rares (Evans), et dans tous les cas il faut que l'eau y soit pure (Ingram). Il semble que cette larve ait besoin d'oxygène et d'eau pure. Mais, pour Anderson, la nature de la surface ou la propreté de l'eau lui est indifférente ; Dalziel à Lagos la trouve dans l'eau saumâtre d'un canot. Il semble que dans ces gîtes semblant défavorables, la larve ne craigne pas l'exposition au soleil : ainsi Blacklock et Evans l'ont trouvée dans des trous de latérite, Garnham, au Kenya, dans des empreintes de sabot d'animaux.

La larve est beaucoup moins ubiquiste que celle d'*A. gambiæ* et semble beaucoup plus difficile dans le choix de ses gîtes. Elle préfère en général l'eau pure et les gîtes ombrés.

Au Gabon, je n'ai jamais trouvé de larves dans la région côtière et les adultes récoltés y étaient extrêmement rares ; je ne l'ai pas trouvée en forêt pendant la saison sèche, mais fréquemment en savane sous forme larvaire. Le gîte d'élection est l'eau pure, légèrement courante, avec des algues vertes filamenteuses : eau de source

à Tchibanga, à l'ombre d'un bouquet d'arbres. Une fois seulement, à Mouïla, les larves se trouvaient dans une eau stagnante et boueuse, mais communiquant cependant avec la rivière. Je n'ai pas trouvé de larves au bord des rivières, mais dans la Dollé, près de N'dendé, elles existaient en abondance, mélangées à celles d'*A. gambiæ*, au milieu du courant, rapide même à cette époque (juin), à l'abri de bancs de silex, derrière lesquels les conferves avaient pu s'accumuler. J'ai pu en récolter également dans des trous, des empreintes de pas creusés dans le gravier du lit de l'Ovigui (Eschiras) et dont l'eau était dépourvue de toute végétation visible. Tous ces gîtes étaient largement exposés sinon au soleil, absent pendant toute la saison sèche, du moins à la lumière. Il est certain qu'en saison sèche il n'existe pas en forêt de gîtes favorables, de même que pour *A. gambiæ*. Quoiqu'il en soit, dès les premiers jours d'octobre, dans la forêt côtière, au début des pluies, je n'ai plus retrouvé de larves et pourtant *A. gambiæ* commençait à pulluler dans des gîtes semblant favorables (marigots à cours lent, avec conferves en abondance). Les pluies étaient insuffisantes à ce moment pour accélérer le cours des rivières et pour faire déborder les gîtes.

A. mauritanus

Les larves vivent dans les marais, les rizières, les fossés, les rivières à cours lent (Ingram et de Meillon), les trous d'eau, les creux de rochers dans le lit des rivières, dans la végétation verticale ou horizontale (Ingram, Gold Coast), dans les papyrus (Symes), les *Pistia* (Ingram et Macfie). Pour Gärnham (Kenya), la biologie est la même que celle d'*A. pharoensis* et la végétation aquatique lui est absolument nécessaire. Une seule fois cet auteur l'a trouvée dans l'eau boueuse. L'eau pure, fraîche, lui est donc nécessaire, elle préfère les alternances d'ombre et de lumière ou l'ombre des herbes surplombant les gîtes (Ingram). Hill et Haydon l'ont trouvée depuis le niveau de la mer jusqu'à une altitude de 4.000 pieds.

Au Gabon, c'est l'espèce que j'ai le plus fréquemment rencontrée, soit sous forme d'adulte pendant les pluies, soit sous forme larvaire pendant toute la saison sèche. C'est la seule espèce que j'ai trouvée en forêt : elle affectionne surtout les bords des marigots, entre les pierres avec ou sans algues filamenteuses, les trous de rochers. Elle ne craint pas la pleine lumière, et je l'ai trouvée également au plus épais et au plus sombre de la forêt dans des mares résiduelles avec des végétaux en décomposition. Quand l'eau est trop rapide, trop froide, quand la végétation semble inexistante, on ne trouve plus de larves.

En savane, on trouve surtout cette espèce dans les gîtes à *Anopheles funestus* et presque toujours dans l'eau courante ; elle peut exister dans des gîtes creusés dans le gravier et entièrement dépourvus de végétation (bords de l'Ofoubou aux Eschiras), ou dans des mares résiduelles dans le lit des cours d'eau.

BIOLOGIE DES ADULTES

Anopheles mauritanus

Cet anophèle, le plus commun au Gabon, très répandu en Afrique, a une biologie assez variable suivant les régions. Ainsi, dans l'Est africain et au Congo belge, les adultes pénètrent dans les maisons. En Gold Coast, Nigeria, Zanzibar, ils y sont au contraire rares. Davy et Newstead au Nyassaland ont signalé que les adultes venaient dans la tente la nuit, mais non le jour. Taylor à Gadau (Nigeria, 1930) les trouvait dans les maisons en août, septembre et octobre. Au Kenya, par contre, Garnham rapporte que ce n'est nullement un anophèle domestique et n'a pu en capturer que 7 exemplaires en deux ans dans les maisons.

Au Gabon, j'ai rencontré partout cette espèce sous forme larvaire, mais sous forme d'adulte pendant les pluies seulement : à Port-Gentil en mai et novembre, à Mayumba en mai et juin, à Fernan Vaz en octobre. Dans la première et la dernière localité, elle prédominait nettement sur *A. gambiæ*, mais c'était l'inverse à Mayumba. Les adultes étaient nombreux tous les soirs en mai ; en octobre, ils apparaissaient certains soirs de tornade, comme *A. gambiæ*, puis disparaissaient de nouveau pendant plusieurs jours. Le jour, je n'ai pu capturer en tout et pour tout que deux exemplaires, dans une habitation européenne. Les gîtes extérieurs sont difficiles à trouver : ce sont parfois les vérandahs, parfois le dessous des cases bâties sur pilotis (Port-Gentil), mais on les y trouve toujours en très petit nombre. Cette espèce ne semble domestique qu'occasionnellement, il est cependant possible que pendant la période décembre-avril la biologie soit modifiée.

Cet anophèle pique volontiers l'homme, mais son action pathogène est probablement nulle, et la plupart des auteurs ont constaté que s'il est souvent capturé gorgé, il n'est jamais infecté. Ce sont les anophèles gorgés de cette espèce dont j'ai pu faire le plus grand nombre de dissections, à Port-Gentil et Fernan Vaz : je n'en ai jamais trouvé d'infectés.

A. gambiæ

C'est en général l'espèce qui prédomine dans les maisons à certaines époques de l'année. A Accra, en Gold Coast, Macfie (1920) trouve 428 *A. gambiæ*, 1 *A. funestus*. Pour Swellengrebel, Annecke et de Meillon (1931), *A. gambiæ* reste dans les maisons : les spécimens capturés dehors ne sont jamais infectés. D'après Schwetz, à Elizabethville, les deux espèces sont en nombre identique. Pour Newstead, Dutton et Todd, on le capture jour et nuit dans les maisons (Congo belge). Johnston (1919), Blacklock l'ont trouvé le jour ; Balfour (1921), Mac Gregor (1924) constatent qu'il est rare le jour à Maurice et qu'on ne peut en aucune façon le considérer comme une espèce domestique. Stephens et Christophers (1900) ont constaté qu'en Sierra Leone, *A. gambiæ* était abondant jour et nuit dans les cases indigènes, mais ne venait que la nuit dans les habitations européennes, et ces auteurs pensaient que le noir exerçait sur lui une certaine attraction.

Dans la nature, Dutton et Todd, au Congo, l'ont trouvé en pleine forêt, loin de tout village indigène. Leeson, en Rhodésie, a constaté que les gîtes d'adultes étaient surtout extérieurs : c'étaient les rives herbeuses des cours d'eau, les arbres, les cavités naturelles dans la terre (900 anophèles dehors pour 620 dans les cases pendant les pluies). Par contre, Garnham au Kenya a vu que les adultes abondaient également jour et nuit : ils entraient dans les maisons à 6 heures du matin et on ne les trouvait jamais dans la végétation extérieure. Garnham a fait également des recherches sur leur dispersion et, contrairement à Swellengrebel et ses collaborateurs, il a constaté que 2 p. 100 d'entre eux restent aux environs de la maison, il n'en reste aucun dans la maison d'origine après 5 jours ; il semble que les anophèles se déplacent de 4 en 4 jours.

Au Gabon, la biologie de cette espèce est à rapprocher de celle d'*A. mauritanus*, sauf la localisation peut-être. A Port-Gentil, au début (octobre) et à la fin des pluies (mai), *A. gambiæ* apparaissait le soir dans les maisons et disparaissait dans la nuit. A Fernan Vaz, le nombre en était faible, très inférieur à celui de *A. mauritanus*, bien qu'à ce moment ses larves fussent très abondantes dans les gîtes situés à quelques mètres des cases. Pendant toute la saison sèche, dans l'intérieur du pays, je n'ai pas trouvé un seul adulte, ni à l'intérieur des habitations, ni à l'extérieur.

A. funestus

A. funestus constitue dans certains endroits une large proportion des anophèles domestiques (99 p. 100 au Kenya d'après Anderson, 1922 ; Garnham, 1931). Il cherche un abri le jour (Davy et Newstead, Nyassaland, 1921), et pénètre dès le matin dans les cases. Pour Leeson, on le

trouve aussi bien dedans que dehors. Garnham considère que la biologie d'*A. gambiæ* est identique à celle d'*A. funestus*, bien qu'on prétende parfois que le premier soit moins domestique que le second ; le nombre d'*A. funestus* varie en proportion directe avec la proximité des gîtes larvaires. Il semble beaucoup moins abondant dans les régions côtières, telles la Gold Coast, Sierra Leone. Par contre, Rousseau n'a trouvé que cette espèce à Douala (Cameroun).

Il semble que *A. funestus* soit très rare dans les localités de la côte au Gabon : à Port-Gentil, je n'ai jamais trouvé la forme larvaire et je n'ai capturé qu'un seul adulte. Il n'existait pas à Fernan Vaz ni à Mayumba. Pendant la saison sèche, bien qu'ayant trouvé fréquemment des larves et des nymphes dans divers gîtes, je n'ai vu des adultes que vers le 10 septembre, un peu avant la première grande pluie (Eschiras).

VARIATIONS SAISONNIÈRES

J'envisagerai simplement la biologie des anophèles les plus communs au Gabon : *A. mauritanus*, *A. gambiæ*, *A. funestus*, et je donnerai d'abord un aperçu de leurs variations telles qu'elles ont été étudiées en Afrique, à diverses latitudes.

Comme le fait remarquer A. M. Evans (1927), on admet en général que *A. gambiæ* est abondant sous toutes les formes pendant un certain temps après les pluies, mais que lorsque la saison sèche s'avance il est impossible de trouver des larves et les adultes cessent de venir dans les maisons.

A *Dakar* (15° lat. N.), Noc (1922) a signalé la présence de femelles hibernantes dans les maisons. La température en saison sèche peut descendre à 16°. L'activité reprend en juin, avant les pluies, les premiers cas de paludisme surviennent en juillet.

En *Nigeria du Nord* (Taylor, 1931), *A. gambiæ* existe dans les maisons en juillet, août, septembre, octobre, pendant les pluies. *A. funestus* se trouve jusqu'en mars (13°-32°), il apparaît plus tardivement et présente son maximum à la fin de la saison des pluies (14°-38°). Les culicides domestiques, *C. decens*, *Lutzia*, sont en petit nombre après décembre. Dans la même région, pour Johnson (1918), le nombre des anophèles est au plus bas en saison sèche et augmente quand les vents froids cessent. Il y a un maximum *avant* les pluies, une diminution au moment des premières grandes pluies et un second maximum un mois après leur cessation (octobre), puis une chute brusque en novembre (pas de températures signalées).

A *Freetown* (Sierra Leone, 8° lat. N.), Stephens et Christophers (1900) ont constaté que lorsque tous les gîtes étaient secs, les anophèles pon-

daient, en saison sèche, dans les flaques qui se formaient dans les creux de rocailles artificielles dès qu'ils étaient construits. A *Accra*, en *Gold Coast* (5° lat. N.), Macfie et Ingram (1916) considèrent que l'on ne peut se rendre compte des variations saisonnières sinon par une diminution du nombre des culicides, de juillet à août, juste après le maximum des pluies. Les moustiques domestiques sont indépendants des pluies puisqu'ils évoluent dans des collections d'eau approvisionnées par l'homme. Pour ces auteurs, il n'y a aucune raison pour qu'il y ait une modification saisonnière : pas de grandes variations de température et d'humidité, pluies faibles pendant toute l'année (maximum 29 à 33° ; minimum : 22°-27°).

En *Nigeria du Sud*, Anderson (1931) a constaté une diminution du nombre des anophèles au moment des plus fortes pluies (mai, juin), ce qui correspond au maximum de paludisme. A *Lagos*, en *Nigeria* (6° lat. N.), Evans considère que le dessèchement des gîtes larvaires est la cause principale de la disparition des anophèles, car la température n'est jamais assez basse pour inhiber leur activité.

Si nous passons dans l'autre hémisphère, en *Afrique du Sud* (Zululand, Transvaal, Natal), Swellengrebel, Annecke et de Meillon (1931) signalent d'abord qu'*A. gambiæ* résiste bien au froid, alors qu'*A. funestus* disparaît à 3.000 pieds. Les larves du premier persistent en saison sèche le long des rives des cours d'eau et c'est le seul vecteur du paludisme : la maladie sévit, en effet, surtout pendant les années pluvieuses, persiste près des rivières les années sèches, et se contracte également en hiver. *A. funestus* est abondant et se trouve dans les maisons là où le paludisme est peu intense à l'état endémique et réapparaît à chaque saison. Ingram et de Meillon (1929) observent qu'*A. gambiæ* présente au contraire des variations saisonnières : rare en saison sèche, fréquent en saison humide. Quant à *A. funestus*, il est saisonnier au Transvaal, alors que sur la côte de Natal et au Nyassaland il persiste toute l'année.

Lamborn, au *Nyassaland* (vers 12° lat. S.), a constaté qu'*A. funestus* persistait toute l'année. *A. gambiæ*, au contraire, est rare en saison sèche, mais augmente de nombre quand les pluies sont installées. L'auteur admet que cette absence est due à ce que les femelles ne pondent pas ou que les œufs n'éclosent pas ; pour lui la température est sans action : il serait difficile de comprendre pourquoi elle agirait sur une espèce, non sur l'autre. Il est plus probable que c'est l'humidité, la composition de l'eau, la composition de la flore et de la faune des gîtes qui agissent (tempér. max. 27°-38°, min. 14°-22°).

A l'*île Maurice* (20° lat. S.), Mc Gregor a constaté l'activité de *A. gambiæ* en hiver : les adultes sont dans les maisons, les larves dans les gîtes. Il n'y a pas d'hibernation, sauf au-dessus de 1.200 pieds. En été, il se répand sur les hauteurs jusqu'à 1.800 pieds. Les autres espèces ne montent pas si haut.

Au *Congo belge*, à Elizabethville (12° lat. S.), la température atteint 0° la nuit en juin et juillet, en saison sèche (mai à nov.). Les adultes

hivernent jusqu'à la fin du froid vespéral, les larves sont introuvables (sauf *C. duttoni* et *C. tigripes*), elles sont rares en août (*A. funestus*, *A. gambiæ*, *C. fatigans*), subitement nombreuses en septembre, sans pluies (le mois d'octobre est le plus chaud de l'année) ; elles sont nombreuses dans la dernière moitié des pluies et au début de la saison sèche (Schwetz). Au Congo belge également, à Bukama, Bequaert (1913) a constaté qu'*A. funestus* passait la saison sèche sous forme d'adultes.

En *Rhodésie du Sud* (22° à 16° lat. S.), Leeson (1931) a fait de très intéressantes observations. La saison sèche et froide dure là de mai à septembre, celle des pluies d'octobre à avril, le maximum des pluies est en janvier. Le maximum des anophèles (*A. funestus* et *A. gambiæ*) est en mars. On trouve les larves toute l'année, mais elles sont moins nombreuses en saison sèche. On constate que les adultes d'*A. funestus*, dès juin, n'existent plus dans les maisons jusqu'en janvier ; le maximum est en février. Pendant la saison sèche, la température pouvant parfois tomber à 0°, les adultes hivernent dans des crevasses ou des trous de rochers, parmi les pierres du lit de la rivière (avril à août). La température augmentant d'août à novembre, les femelles pondent et meurent : en décembre, on ne trouve que des larves. *A. gambiæ* présente ici une biologie absolument différente. A Shamva (1.080 m.), il disparaît complètement de juin à octobre, de même que ses larves. Il commence à apparaître en janvier et augmente jusqu'en mars. Les gîtes subsistent pourtant en saison sèche et l'auteur admet que c'est l'abaissement de la température qui est la cause déterminante de cette disparition subite. Des recherches furent faites dans les localités plus bas situées où la température était donc plus élevée : les premiers adultes furent capturés à 570 mètres, à 500 mètres on trouvait des larves et des nymphes, à 450 mètres les adultes volaient en essaims. Les températures étaient : en juillet : 12° (7 h. 30) à 500 mètres, 32° environ à 13 h. à 390 mètres ; alors qu'à la même époque il y avait à 1.000 mètres + 2 et 28. De ces localités l'espèce se disperse au moment de la saison chaude et monte jusqu'à 1.350 mètres (max. absolu 28°-39°, minim. 2°-17°).

Plus près de l'Equateur, Symes (1926), au *Kenya*, constate que l'apparition d'*A. gambiæ* coïncide avec la pluie, alors qu'*A. funestus* est pérenne. Pour de Boer (1928), à Mombasa, les gîtes sont dangereux tant que les pluies sont régulières, non fortes. Certains contiennent de l'eau durant toute l'année : le nombre des anophèles se maintient à un niveau élevé pendant la saison sèche, de sorte que la pullulation est rapide et instantanée au moment des pluies. Au *Kenya* (moy. 22° en saison sèche, 30° en saison des pluies), Garnham observe qu'*A. gambiæ* survient avant *A. funestus*, et on le trouve pendant les fortes pluies (mai, juin). *A. funestus* est absent à ce moment là. Puis *A. gambiæ* diminue, l'autre espèce augmente (maximum en novembre et juin). Les larves d'*A. gambiæ* sont nombreuses en saison sèche alors que les adultes sont peu nombreux. La densité des adultes dépendant des gîtes temporaires qui sont répandus partout, augmente avec les longues pluies, présente un maximum un peu après, persiste plus longtemps. Le nombre des

A. funestus varie en proportion directe de la proximité des gîtes permanents : on observe un maximum en octobre et novembre, juin et juillet, mais on ne constate pas une relation étroite entre cette espèce et les pluies. Il n'en reste pas moins vrai qu'*A. funestus* persiste toute l'année sous forme d'adultes, alors qu'*A. gambiæ* est nettement saisonnier, apparaît avec les longues pluies (printemps), mais disparaît après et ne réapparaît plus, même après d'autres périodes pluvieuses.

En Ouganda (Gibbins, 1930), *A. gambiæ* est influencé par la saison, mais il existe cependant toute l'année comme *A. funestus* : en saison sèche (juin-septembre), *A. funestus* est abondant dans les maisons, *A. gambiæ* rare. *A. gambiæ* est rare en novembre (arrêt des grandes pluies), *A. funestus* rare en juillet (saison sèche) et octobre (pluies).

Il est évidemment impossible d'établir une corrélation étroite entre les phénomènes observés dans les diverses localités citées ci-dessus qui diffèrent trop par la latitude, l'altitude, la répartition en saisons, la température, le degré hygrométrique de l'air, l'intensité et le régime des pluies. Dans l'ensemble, on peut observer seulement qu'*A. funestus* est la plupart du temps rencontré toute l'année, sauf naturellement lorsque la température est trop basse et l'oblige à hiverner. Au contraire, *A. gambiæ* montre des variations saisonnières plus nettes. Il semble également, d'après les recherches de Leeson en Rhodésie, que, dans certains cas, cet anophèle ne puisse supporter l'hibernation : une température trop basse l'oblige à émigrer vers des régions plus chaudes, il disparaît complètement pendant une période plus ou moins longue.

En ce qui concerne les régions du Gabon que j'ai parcourues, il est difficile de faire une étude d'ensemble de la biologie des culicidés en général et des anophèles en particulier : j'ai déjà signalé les aspects très divers de ce pays (forêt côtière, forêt montagneuse, savane) et les conditions que l'on y rencontre changent à chaque moment. Les observations que j'ai pu faire n'ont donc de valeur que pour une localité et à une période donnée ; j'ai pu aussi comparer des régions très différentes à des moments très rapprochés. Je ne puis que donner des faits et non faire des généralisations.

Fin de la saison des pluies. — A notre arrivée en mai à Port-Gentil, la saison des pluies n'était pas terminée. J'ai déjà parlé de cette localité, des gîtes larvaires qui y étaient multiples. *Anopheles gambiæ* et surtout *A. mauritanus* étaient assez nombreux la nuit et disparaissaient le jour ; j'ai trouvé un seul exemplaire d'*A. funestus*. Les culicidés étaient assez rares, sauf de nombreux *Mansonioides* et quelques spécimens d'*Aedes argenteus*, *C. duttoni*, *C. fatigans*. La température était à ce moment de 28° la nuit et de 32° le jour.

Quelques jours après, à Mayumba (29 mai), les conditions (température, pluies, état hygrométrique) étaient les mêmes. L'agglomération est construite sur la bande de terre fermant la lagune au delà de laquelle commence la forêt : les gîtes en contre-bas des dunes, dans une végétation épaisse, sont nombreux ; on trouve des larves d'*A. mauritanus*, *A. gambiæ* et de divers culicinés (*Lutzia tigripes*, *Mucidus mucidus*, *Culex decens*, *Aedes punctothoracis*). Dans les cases, on trouve *A. costalis*, *A. mauritanus*, *Mansonioides uniformis*. A partir du 2 juin, les pluies cessent et vers le 5 ou 6 juin la température atteint à peu près le niveau qu'elle conservera jusqu'en août (12°-20°). A ce moment, les adultes disparaissent des maisons et les larves des gîtes. Bien que le degré hygrométrique de l'air reste élevé, tous les gîtes sont absolument secs vers le 12 juin. Les *Mansonioides* disparaissent les derniers.

Dans la forêt du Mayumbe, les conditions changent complètement : c'est la montagne accidentée, aux dénivellations brusques. De temps à autre on trouve un marigot au cours rapide, parfois torrentiel, aux berges taillées à pic, sans végétation en surface ; tantôt c'est un ruisseau qui coule au milieu des rochers et des pierres, mais la végétation aquatique est exceptionnelle. Les bas-fonds sont déjà secs ou en voie de dessèchement. Il n'y a donc plus un seul gîte favorable dès cette époque. Pendant toute la saison sèche, je n'ai trouvé que des larves au 3^e stade d'*A. mauritanus* qui semble indifférent à la lumière, à la végétation aquatique et qui se développe partout où le cours est un peu ralenti, à condition que l'eau ne soit pas trop froide. Pendant le séjour dans la forêt montagneuse, il n'a pas été possible de trouver un seul anophèle adulte, ni de *Culex*, soit dans les cases ou les tentes, soit dans la végétation extérieure, sauf *Aedes simpsoni* qui était assez fréquent dans certains villages.

La savane de la Nyanga en saison sèche (juin-juillet). — Au mois de juillet, j'ai pu faire un certain nombre d'observations dans la savane de la Nyanga, et de la Moukalaba et principalement à Tchibanga. Le poste de Tchibanga est situé sur une légère éminence, à 800 m. environ de la Nyanga, à la lisière du plateau forestier séparant les vallées de la Nyanga et de la N'gounié. Aucun adulte d'anophèle n'existait dans les habitations. Les principaux gîtes larvaires, pérennes, étaient à 200 m. des cases et constitués par des sources coulant dans une série de bassins naturels avec une végétation abondante (conferves surtout) et un peu abritées par un bouquet d'arbres. A cette époque, nous avons enregistré les températures les plus basses de la saison sèche : 20° à midi, 11° à 3 heures du matin.

Le ciel était constamment nuageux. On trouvait dans ces gîtes, le 20 juin, de nombreuses larves d'*Anopheles mauritanus*, *A. rufiges*, *C. bitæniorhynchus*, *C. tigripes*. Même au cours de cette période, il y a quelquefois des éclaircies, le ciel se dégage et le soleil luit pendant deux ou trois jours de suite. Dans ces conditions, le 24 juin, la température atteignit 24° ; des larves d'*A. funestus* apparurent dans les gîtes, et continuèrent leur évolution malgré un retour de la température à la moyenne de la saison, puis disparurent complètement. Le 13 juillet de nouveau, après deux jours de soleil, *A. funestus* réapparut. *A. mauritanus*, au contraire, ne semblait en aucune façon influencé par ces écarts de température et on trouvait à tous moments des larves à des stades divers.

Je pensais qu'*A. gambiæ* n'existait pas ici. Or, pour des recherches géologiques, des trous furent creusés à quelques mètres de la Nyanga et naturellement se remplirent d'une eau argileuse trouble, dépourvue de toute végétation visible. Le 15 juillet, des nacelles d'œufs de culicidés furent pondues en quantités immenses et quelques jours après, on pouvait récolter des larves de *C. duttoni*, *C. tigripes*, *C. perfuscus*, *C. pruina*, *C. invidiosus*, *C. fatigans*, *C. quiarti* et *A. gambiæ*. Cependant jamais, à aucun moment, je n'ai trouvé d'adultes ni dans les cases d'un campement voisin ni dans celles du poste et la nuit, même au voisinage du gîte, on n'était jamais piqué. J'ai recherché les gîtes à adultes le long du fleuve, à proximité de ce gîte, mais je n'ai pu capturer que quelques spécimens de *C. quiarti* et *C. duttoni* (des mâles surtout) dans une excavation creusée dans la berge.

L'activité reproductrice subsiste donc à cette époque sans conteste. Seule, une élévation de la température peut expliquer ces pontes massives et simultanées de sept espèces de culicides. La température agit pour déterminer soit la prise d'un repas de sang chez la femelle, soit l'acte de ponte. Elle n'agit certainement pas dans ce cas particulier sur l'éclosion des œufs comme l'admet Lamborn. Cet état de vie ralentie est dû aussi en partie à un abaissement du degré hygrométrique de l'atmosphère qui reste cependant ici assez élevé. Ces modifications sont peut-être suffisantes pour empêcher les adultes de quitter les abords immédiats des lieux de ponte et de venir dans les habitations, si rapprochées soient-elles. J'ai visité un grand nombre de cases dans les localités les plus diverses et je n'ai trouvé, rarement d'ailleurs, qu'*Aedes argenteus*, *Aedes simpsoni* et *Mansonioides africanus*. Il est certain que les *Culex* sont moins sensibles que les *Anopheles* aux variations atmosphériques. Ainsi, en savane, on trouve fréquemment *Aedes*

argenteus en activité ; j'ai pu observer à Mourindi un vol nuptial de *Culex univittatus* par une température relativement basse. Mais, à part *A. argenteus*, pas plus que les anophèles, les *Culex* ne s'éloignent de leurs gîtes pour venir dans les habitations, même très proches. On pourrait répondre à cela que peu de ces espèces, à part *C. fatigans*, sont domestiques ; ainsi Schwetz à Elisabethville n'a jamais trouvé *C. duttoni*, ni *C. tigripes* dans les maisons. Par contre, à Port-Gentil, pendant les pluies, j'y ai trouvé en grand nombre *C. duttoni*, *C. invidiosus* et *C. fatigans*, à Fernan Vaz, *C. pruina*.

Il est plus difficile d'expliquer pourquoi *A. gambiæ* a précisément choisi ce gîte artificiel et non les gîtes à *A. funestus* qui en étaient peu éloignés. Les rives de la Nyanga constituaient peut-être, pour les femelles, des gîtes particulièrement favorables pour le repos de la saison sèche.

L'évolution larvaire est également très modifiée dans sa durée quelles que soient les causes que l'on puisse invoquer, température ou modifications de la flore microscopique. La durée est d'ailleurs très variable suivant les espèces. D'après ce que j'ai pu observer en savane, l'évolution d'*A. mauritanus* me semble se faire en 25 à 30 jours. Il ne faudrait donc que deux générations à peu près pour lui permettre de passer la saison sèche ; l'évolution ne semble pas accélérée par les élévations passagères de la température. Si les larves sont constamment présentes dans les gîtes, par contre, il est rare d'en trouver au 4^e stade ou d'y rencontrer des nymphes. Au contraire, les larves d'*A. funestus* se voient à intervalles irréguliers, leur apparition étant conditionnée par la température, et l'évolution dure à peu près 16 à 18 jours. On trouve des larves à tous les stades et parfois des nymphes. Pour *A. gambiæ*, la durée semble à peu près la même, mais je ne l'ai trouvée qu'une fois dans cette savane et dans les conditions citées plus haut.

En divers autres points de cette savane, entre Tchibanga et Mourindi, j'ai retrouvé des larves d'*A. mauritanus*. Les vastes dépressions, marais herbeux en temps de pluies, que l'on trouve de loin en loin dans la plaine sont complètement sèches. Les gîtes larvaires sont, à cette époque, exclusivement constitués par des mares résiduelles dans le lit des marigots, protégés par de petites forêts galeries, situés à proximité des villages. Cependant, les habitants utilisent fréquemment ces collections d'eau pour faire fermenter le manioc, réalisant ainsi une prophylaxie antilarvaire involontaire mais certainement efficace.

Deuxième période de la saison sèche, en forêt et dans la vallée de la N'gounié. — A la fin de juillet et dans les premiers jours d'août,

j'ai fait, dans la forêt de la chaîne orientale, les mêmes constatations que dans le Mayumbe : absence absolue de toute espèce d'anophèles et *Culex*, sauf parfois *A. mauritanus*. Il y a peut-être, à cette époque, une véritable hibernation sous forme larvaire dans les gîtes de gravier ou rocheux, aux eaux froides des marigots. Si *A. gambiæ* et *A. funestus* existent dans cette région, ce ne peut être que sous forme d'adultes à l'état sauvage. Dutton et Todd, au Congo, ont trouvé en effet le premier en pleine forêt, loin de tout village ; même en saison des pluies, les gîtes larvaires ne doivent être guère favorables à cette espèce dans la forêt. *A. funestus* craint moins les gîtes ombrés et supporte mieux les températures basses puisque Leeson en Rhodésie du sud a signalé l'hibernation de cette espèce. Par contre, *A. gambiæ* ne supporte pas un tel abaissement de température et émigre en masse vers des régions plus basses et moins froides. Macfie et Ingram (1916) ont trouvé *A. funestus* en beaucoup plus grande abondance que l'autre espèce dans la forêt des Ashanti.

À partir des premiers jours d'août, la température remonte un peu (13°-23°), ainsi que le degré hygrométrique. Nous sommes à ce moment dans la vallée de la N'gounié. À N'dendé, dans les gîtes du lit de la Dollé, les larves d'*A. funestus* sont nombreuses, avec quelques *A. gambiæ* et des nymphes. On en trouve quelques gîtes le long de la route jusqu'à Mouïla et à Mouïla même. Mais il n'y a toujours pas d'adultes dans les habitations. Le 15 août, tombe la première pluie : c'est plutôt du crachin que l'on appelle ici « pluie des mangues » et qui dure toute la journée. À partir de ce moment, nous entrons de nouveau dans la forêt. La température atteint 27° à midi, mais on ne trouve ici encore que des larves d'*A. mauritanus* à un stade plus avancé et toujours aucun adulte dans les cases. Vers le 1^{er} septembre, nous sommes de nouveau dans la savane, aux Eschiras. À partir du 15, il a plu un peu tous les deux jours, mais de façon insignifiante car le niveau des eaux continuera à baisser jusqu'à vers le 10 octobre.

Début de la saison des pluies, aux Eschiras et dans la Mayumbe. — La ponte des anophèles ne semble pas à ce moment beaucoup plus active : on trouve des larves d'*A. mauritanus* dans les marais herbeux qui avoisinent le cours de l'Ofoubou. *A. funestus* préfère le lit sableux de la rivière, les trous et les empreintes des pas dans le gravier. Les larves d'*A. gambiæ* apparaîtront ici seulement après les premières pluies.

Pendant quelques jours, nous quittons la région pour retourner en forêt, retrouver la chaîne du Mayumbe et gagner Bongo. Dans toute cette région, les anophèles sont introuvables, sauf *A. mauri-*

tianus. Il pleut tous les trois ou quatre jours. De retour aux Eschiras vers le 10 septembre, la température monte le 12 à 30°. Le 14, les premiers anophèles ont apparu dans les maisons pendant deux jours, mâles et femelles arrivant le soir et disparaissant le matin. Puis, le 16, tombe la première tornade. Les jours suivants la température est tombée à 26°, les anophèles ont disparu et ne reviennent plus. Les gîtes contiennent toujours des larves ; malgré ces quelques pluies, il n'y a aucune modification du régime des eaux, dont le niveau continue à baisser. De plus, le soleil ne s'est jamais montré pendant cette période. Trois jours après, la température remontait à son niveau précédent (30°5), mais les adultes ne reparurent plus dans les habitations de la mission. Par contre, il s'en trouvait un certain nombre, des femelles non gorgées et quelques mâles, dans les cases vides d'un village situé sur l'autre rive, à proximité des gîtes, où toutes mes recherches étaient restées infructueuses jusque-là.

Le 5 octobre, dans la forêt du Mayombe que nous traversons de nouveau, les pluies ont cessé pour quelques jours, mais la température se maintient à 30°5. Nous approchons insensiblement de la côte. Les accidents du terrain sont moins brusques, la forêt est moins dense, la végétation plus basse, plus clairsemée. Les gîtes favorables se multiplient : marigots, rivières au cours très lent, les eaux étant au niveau le plus bas, avec conferves en abondance, dans des clairières parfois assez vastes : malgré cela, si on trouve des *Culex* en grand nombre, les anophèles font totalement défaut. *A. mauritanus* semble ici préférer nettement les points où la forêt redevient épaisse et accidentée, les gîtes ombreux, soit parmi les rochers des cascades et des torrents, soit dans des mares résiduelles de marigots aux eaux presque putrides, à condition qu'elles soient à l'ombre.

Nous arrivons alors près du Rimbo N'komi à Agouma, Mokabo. A partir du 10 octobre, les pluies deviennent fréquentes et intenses, la saison en semble définitivement installée, assez brusquement la saturation de l'air devient insupportable. En deux ou trois jours, les bas-fonds dans la forêt, qui reste assez accidentée, se transforment en marais, mais sans larves encore. Celles d'*Anopheles gambiæ* commencent à pulluler dans les gîtes pérennes à ciel découvert.

Saison des pluies, le long du Rimbo N'komi, au Fernan Vaz, et à Port-Gentil. — Le long du Rimbo N'komi jusqu'à la lagune de Fernan Vaz, les larves d'*A. gambiæ* sont fréquentes dans le « Sudd » et parmi les papyrus, avec *A. pharoensis* parfois. A Fernan Vaz (temp., 29°5-32°, le 6 novembre), les larves d'*A. gambiæ* et d'*A. mau-*

ritianus pullulent dans tous les gîtes herbeux de la plantation. Cependant, malgré la proximité des gîtes à quelques mètres des cases, le nombre d'adultes de *A. gambiæ* était très faible (femelles nouvellement écloses, non gorgées). *A. mauritanus* était beaucoup plus abondant. Il n'y avait dans les cases, sauf quelques exceptions, que quelques *Mansonioides uniformis* bien qu'il y eût aux alentours des larves d'au moins cinq espèces de *Culex*. D'ailleurs, les anophèles ne faisaient dans les cases que de brèves apparitions, les soirs de tornade, puis disparaissaient de nouveau pendant plusieurs jours.

Nous sommes arrivés de nouveau à Port-Gentil vers le 1^{er} novembre. Les gîtes larvaires étaient certes moins nombreux qu'en mai et réduits à quelques caniveaux et fossés herbeux. Le nombre des anophèles était faible, mais par contre celui des *Culex* était impressionnant. La case en était remplie : mâles et femelles pullulaient dans les moindres recoins d'ombre, les armoires, dans les plis des vêtements accrochés aux murs. Ces *Culex* appartenaient à quatorze espèces différentes, surtout : *C. fatigans*, *C. duttoni*, *C. tigripes*, *C. invidiosus*, *C. rima*, *C. moucheti*, *Aedes africanus*, *Uranotænia*, et naturellement *Aedes argenteus*, *Mansonioides africanus* et *M. uniformis*. La forte proportion de mâles indiquait peut-être la proximité des gîtes et l'éclosion récente. La présence d'espèces telles que *C. duttoni*, *C. tigripes*, considérées comme non domestiques par Schwetz par exemple, n'est peut-être que temporaire. J'ai signalé qu'en mai, les *Culex* étaient pratiquement absents des habitations (sauf naturellement *A. argenteus* et les *Mansonioides*). Symes au Kenya a noté aussi que les anophèles constituent au début de la saison des pluies 3 p. 100 des moustiques domestiques et 98 p. 100 au mois de mai.

Conclusions. — Il n'y a donc reprise de l'activité normale des anophèles qu'immédiatement avant les fortes pluies. Il n'est cependant pas impossible que l'homme puisse être piqué pendant la saison sèche et surtout à partir du 10 ou 15 août, alors que la température et le degré hygrométrique de l'air sont déjà suffisamment élevés pour favoriser cette activité : je ne l'ai cependant pas constatée.

On a souvent cherché à expliquer ce ralentissement d'activité. Il semble bien qu'ici l'abaissement de la température et la diminution du degré hygrométrique soient assez marqués pour qu'il ne soit pas nécessaire d'invoquer d'autres raisons. On a nié l'action de la température car, dans certains cas, elle reste élevée et la disparition des culicides ne pouvait être due qu'à la dessiccation des gîtes larvaires. Cet argument serait ici sans valeur, puisque de nombreux gîtes persistent ; d'ailleurs, c'est prendre l'effet pour la cause et les

mêmes conditions qui agissent sur les gîtes pour les dessécher retentissent nécessairement sur la biologie des adultes.

Il est certain que ces deux facteurs, température et saturation, doivent agir simultanément. Ainsi, dans notre région, la température était favorable depuis des semaines sans influence appréciable. L'élévation rapide du degré hygrométrique fut la condition déterminante, avant même que les pluies aient eu le temps de multiplier ou de modifier les gîtes larvaires. A Accra (Gold Coast), où la température est constante, où il pleut toute l'année, on ne constate guère de modifications de la biologie des adultes (Macfie et Ingram, 1916). A la suite d'observations faites au Nyassaland, Lamborn a nié l'action de la température, étant donné que seul *A. gambiæ* est influencé alors qu'*A. funestus* reste actif toute l'année. Cet argument n'est nullement convaincant, du moins dans ce cas particulier, car les chiffres donnés montrent que la température varie peu au cours de l'année et reste élevée (max. moy., 28° ; min. moy., 14° en juin et juillet, mois les plus froids) et constamment favorable au développement des anophèles. Cela prouve qu'*A. gambiæ* est beaucoup plus sensible que l'autre espèce aux variations des autres facteurs climatiques, l'humidité dans ce cas particulier, et se comporte de façon essentiellement différente. Les observations de Leeson montrant qu'*A. funestus* peut hiberner par des températures voisines de 0° alors qu'*A. gambiæ*, incapable de supporter le froid, est contraint à émigrer vers des zones plus basses et plus chaudes, démontrent suffisamment ces différences spécifiques.

Quoiqu'il en soit, si la température et le degré hygrométrique ne sont pas les seules conditions déterminantes de ces variations, du moins sont-elles les témoins visibles des modifications de l'infinité de phénomènes dont la plupart nous échappent probablement et qui caractérisent les saisons et les climats.

Recherches sur le paludisme dans la région (1)

De même que j'avais essayé de le faire au cours de recherches sur la filariose (2), j'ai tenté d'établir une relation entre le degré d'in-

(1) Dans le nord du Gabon, entre la mer et l'Ivindo, Guyomarch et Ringenbach (*Bull. Soc. path. exot.*, VIII, 1915, p. 199) ont noté 65 p. 100 d'enfants de moins de cinq ans parasités, 61 p. 100 de plus de 5 ans, 71 p. 100 de splénomégales et ont constaté que loin de la côte et des voies de communication l'indice était plus faible. Ledentu (*Ann. méd. et pharm. col.*, XXIX, 1931, p. 427) rapporte que le paludisme ne représente que 5,5 p. 100 de la mortalité générale, soit à peine le quart de la morbidité par maladies endémiques. L'endémie paraît fréquente et les régions les moins atteintes sont le Djouah, Adonnas, N'gounié Nyanga.

(2) Recherches sur la filariose au Gabon, *Bull. Soc. path. exot.*, XXV, 1932, p. 167.

festation des individus et la biologie des hôtes vecteurs, en comparant par exemple deux zones voisines très différentes, comme la forêt montagneuse et la savane. Je me suis heurté naturellement aux mêmes difficultés tenant à la faible densité de la population et à sa dispersion, surtout en forêt. Là ce sont plutôt des campements que l'on rencontre sur les pistes, les vrais villages étant difficilement accessibles. Même si la population paraît dense en certains points, il s'agit d'individus venus sur notre passage, de localités parfois très éloignées où les possibilités et les conditions d'infestation peuvent être complètement différentes. Enfin, les enfants sont rares et c'est habituellement chez eux que les examens doivent être faits, puisqu'ici comme chez la plupart des races noires, l'infestation est difficile à dépister après un certain âge.

Le nombre des examens que j'ai pu effectuer a été de 725, dont 192 enfants de moins de cinq ans, 380 de 5 à 15 ans, 155 au-dessus de 15 ans (60 hommes, 95 femmes). Les adultes n'ont d'ailleurs été examinés que lorsque j'ai vu la possibilité de comparer deux régions voisines dans de bonnes conditions.

Les formes de parasites trouvés ont été surtout *Plasmodium falciparum* et beaucoup plus rarement *P. malariae* (2 p. 100 des cas). Cette dernière forme a été rencontrée exclusivement, par suite d'un hasard probablement, dans la savane de Tchibanga, et jamais en forêt. J'ai trouvé 1 p. 100 de porteurs de gamètes, surtout vers le milieu de la saison sèche et principalement en forêt (30 p. 100 des individus infectés rien que pour le village de Niali).

Les recherches ont porté sur trois périodes distinctes : au déclin des pluies, en saison sèche, pendant le début de la saison des pluies. Dans cette troisième période d'ailleurs, je n'ai constaté aucun changement avec la saison sèche.

Les résultats ont été les suivants au déclin des pluies :

Indice plasmodique :	jusqu'à 5 ans	83 p. 100
—	jusqu'à 10 ans	55 p. 100
—	jusqu'à 15 ans	16 p. 100
—	au-dessus de 15 ans	8 p. 100
Indice splénique :	jusqu'à 5 ans	70 p. 100
—	jusqu'à 15 ans	22 p. 100
—	au-dessus de 15 ans	3 p. 100

Il s'agissait presque toujours de *P. falciparum* (1 p. 100 de porteurs de gamètes), plus rarement *P. malariae* (2 p. 100 des cas).

En saison sèche, dès le mois de juillet, les porteurs de *Plasmo-*

dium sont beaucoup plus rares. L'indice splénique reste élevé, l'indice plasmodique devient :

0 à 5 ans	40 p. 100
5 à 15 ans	14 p. 100
Au-dessus	5 p. 100

Ces chiffres ont été observés en savane. Je n'ai pas noté de variations notables de ces taux suivant la situation des villages, soit près des fleuves, ou à proximité de gîtes pérennes où les larves étaient abondantes, soit dans les zones où tous ces gîtes étaient complètement desséchés. Ce fait serait peut-être en faveur de l'inactivité des adultes à cette période. Les chiffres les plus bas observés l'ont été à la mission de N.-D. de Mourindi (4 examens positifs sur 40) en juin et aux Eschiras, le long de l'Ovigui, en septembre, bien que les premières grosses pluies soient déjà tombées et que la température fut élevée depuis un certain temps déjà.

A la fin d'octobre, pendant les pluies, dans la région côtière, le long des rivières et au Fernan Vaz, malgré l'apparition en grand nombre d'*A. gambiæ*, je n'ai pas constaté d'augmentation de l'indice plasmodique.

En ce qui concerne la zone forestière et montagneuse j'ai dit qu'il m'a été impossible d'y trouver à l'état larvaire en saison sèche et au début des pluies une autre espèce qu'*A. mauritanus*, alors qu'en savane on trouve aisément *A. funestus* et *A. gambiæ*. Ces deux espèces, ou au moins l'une d'elles, doivent cependant y exister, sinon partout, du moins par places, les aspects de la forêt étant suffisamment variés pour qu'il se crée en saison des pluies des gîtes favorables, et doivent passer la période de saison sèche sous forme d'adultes.

Les examens que j'ai faits en forêt pour chercher à élucider ces points m'ont montré que l'indice plasmodique était extrêmement variable suivant les localités. De plus j'ai cherché à comparer deux villages voisins à 12 heures de marche l'un de l'autre : Niali, situé en forêt à 480 mètres d'altitude, et Minkanka, en savane. L'indice plasmodique était beaucoup plus élevé en savane (38 p. 100, de 0 à 15 ans, contre 20 p. 100). A noter cependant en forêt la fréquence et surtout l'intensité de l'infestation chez les adultes, les femmes en ce cas particulier, qui semblent particulièrement sensibles. Mais ici c'est surtout l'indice splénique qui a donné des renseignements utiles : il est plus élevé dans la forêt, en général, qu'en savane, et j'ai constaté que cette augmentation concernait surtout les adultes (7 p. 100 au lieu de 3 p. 100 en savane). Il s'agit pourtant

d'individus de même race et les conditions d'existence ne sont pas très différentes. Cela indique peut-être qu'il existe ici d'autres causes pouvant déterminer l'hypertrophie splénique et très différentes de l'infection paludéenne. On sait, en effet, que la résistance très particulière des individus de race noire vis-à-vis du paludisme finit par donner l'apparence d'une immunité presque complète avec rate normale, mais qui n'est nullement définitive ; elle est en effet entretenue par des réinoculations continuelles et disparaît lorsque l'individu quitte la région endémique.

Il est d'ailleurs certain que seul un observateur restant sur place, examinant à des époques différentes les mêmes individus, se basant surtout sur les cas de première infestation, pourrait trancher la question de la transmission du paludisme en saison sèche et du moment de reprise d'activité des anophèles. Dans cette région, malheureusement, le nouveau né est une rareté : je n'ai pu examiner que six enfants nés depuis la fin des pluies et les résultats négatifs qu j'ai obtenus ne me permettent donc pas de conclure.

RÉSUMÉ GÉNÉRAL

La région du Gabon occidental, où ont été faites ces recherches, est située entre les premier et troisième parallèles sud et comprise entre l'Ogooué, la N'gounié, la Nyanga et la mer. La presque totalité en est montagneuse et recouverte par la grande forêt sauf quelques étendues restreintes de savane.

La saison des pluies dure de septembre à mai, la saison sèche du 1^{er} juin au 15 septembre environ. La température en saison sèche est peu élevée : 20° le jour, 12° la nuit (minimum observé le 15 juillet).

Sept espèces d'anophèles et 35 espèces ou variétés de *Culex* ont été identifiées :

Anopheles gambiæ Giles.

— *funestus* Giles.

— *mauritanus* Daruty et de Charmoy.

— *hargreavesi* Evans.

— *pharoensis* Theobald.

— *wellcomei* Edwards.

— *rufipes* Gough.

Culex perfidiosus Edwards.

— *pruina* Theobald.

— *pruina* var. *eschirasi* mihi.

— *bitætorhynchus* Giles.

— *quiarti* Blanchard.

- Culex duttoni* Theobald.
 — *inconspicuus* Theobald.
 — *perfuscus* Edwards.
 — *rima* Theobald.
 — *rima* var. *koumbai mihi*.
 — *rima* var. *insignis* Carter.
 — *decens* Theobald.
 — *fatigans* Wiedemann.
 — *univittatus* Theobald.
 — *nebulosus* Theobald.
 — *ingrami* Theobald.
 — *moucheti* Evans.
Lutzia tigripes Grandpré et de Charmoy.
Ficalbia (*Ingramia*) *malfeyti* Newstead.
 — — *nigra* Theobald.
Aedeomyia africana Neveu-Lemaire.
Mimomyia mymomyiaformis Newstead.
Tæniorhynchus (*Mansonioides*) *uniformis* Theobald.
 — — *africanus* Theobald.
 — (*Coquilletidia*) *aurites* Theobald.
Aedes (*Aedimorphus*) *domesticus* Theobald.
 — — *nigeriensis* Theobald.
 — — *nigricephalus* Theobald.
 — — *punctothoracis* Theobald.
Aedes (*Banksinella*) *lineatopennis* Ludlow.
 — (*Stegomyia*) *simpsoni* Theobald.
 — — *argenteus* Poirét.
Uranotænia (*Pseudoficalbia*) *inornata* Theobald.
 — (*Uranotænia*) *pallidocephala* Theobald.
Mucidus mucidus Karsch.

Les anophèles les plus communs sont *A. mauritanus*, *A. funestus* et *A. gambiæ*.

L'espèce la plus répandue dans cette région est *A. mauritanus*. Elle a été indentifiée partout, sur la côte, dans l'intérieur, en forêt et en savane. C'est une espèce remarquablement ubiquiste, les larves vivent au bord de la mer (Port-Gentil, Mayumba, Fernan Vaz), dans les gîtes d'eau courante ou stagnante, découverts ou ombrés, dans les trous de rochers des torrents ou le sable, dans les marais herbeux ou dans les conferves avec *A. funestus*, ou dans de l'eau semblant entièrement dépourvue de végétation avec des larves de *Culex*. C'est la seule espèce d'*Anopheles* rencontrée en forêt en saison sèche.

A. gambiæ existe en abondance sur la côte, elle n'a été rencontrée en saison sèche que sous forme larvaire dans l'intérieur du pays et seulement en savane.

A. funestus n'a pas été trouvé sur la côte, sauf de très rares adultes pendant les pluies. En saison sèche on trouve fréquemment des larves en savane alors que celles d'*A. gambiæ* sont plus rares. Les gîtes larvaires nombreux en cette saison, sont très divers et n'ont rien de particulièrement spécifique : on trouve parfois dans le même ces deux espèces associées.

Il y a naturellement ralentissement de l'activité des anophèles en saison sèche : les adultes disparaissent complètement des habitations, ne s'éloignent plus des lieux de ponte, la reproduction est ralentie ; la ponte semble plus directement soumise aux variations momentanées de la température chez *A. gambiæ* et *A. funestus* que chez *A. mauritanus*. La durée de l'évolution larvaire est plus longue chez cette dernière espèce (25 à 30 jours) que pour les deux autres (17 jours).

En saison des pluies, du moins en son début, l'instinct de domesticité des adultes semble très faible. On ne les trouve que la nuit dans les cases, où ils n'apparaissent d'ailleurs que fort irrégulièrement : ils affluent les soirs de tornade, puis disparaissent de nouveau complètement pendant plusieurs jours. Ils semblent un peu plus fréquents dans les habitations à la fin des pluies, à cette période d'instabilité qui précède la saison sèche. Le jour, on ne les voit jamais, sauf exceptionnellement *A. mauritanus* ; à l'extérieur on ne les trouve que très rarement. Au début des pluies les *Anopheles* existent dans les habitations en proportion infime par rapport aux autres culicidés ; c'est l'inverse à la fin de cette période.

Pratiquement, il est probable que la transmission du paludisme ne peut s'effectuer en savane en juin et juillet. Elle est possible mais non certaine à partir du 15 août, par suite d'une certaine élévation de la température et du degré hygrométrique de l'air. Mais, bien qu'il y ait une première reprise temporaire, mais très nette, d'activité, le 15 septembre, avant la première forte pluie, les anophèles ne reprennent leur activité normale qu'un mois plus tard quand le degré hygrométrique s'élève, avant que les pluies aient pu modifier la nature et le nombre des gîtes larvaires.

En forêt (chaîne du Mayombe, chaîne orientale, monts des Tandous), où en saison sèche la disparition des anophèles pathogènes est absolue, la reprise de l'activité ne paraît pas possible avant le 15 octobre au plus tôt.

Un certain nombre d'indigènes ont été examinés en saison sèche et pendant les pluies et, comparativement, en forêt et en savane. En forêt, l'indice plasmodique, plus faible dans l'ensemble qu'en savane, est très variable, les conditions d'infestation étant probablement

très différentes suivant les localités. En forêt également, on observe une très forte proportion d'adultes splénomégaliqes, ce qui est peut-être dû à l'existence de causes autres que l'infestation palustre.

BIBLIOGRAPHIE

- ANDERSON (T. F.). — Some investigations into the incidence of malaria in the Teita district (Nairobi). *Kenya and East Afr. med. Jl.*, VI, 1929, p. 2.
- ANDERSON (D.). — Notes on mosquito born diseases in Southern Nigeria, I et II. *Jl. of trop. Med. and Hyg.*, XXXIV, 1931, p. 131 et 389.
- BEDFORD (G. A. H.). — South African mosquitos. *Union of South Afr. depart. agric., 18th and 14th rep. of Dir. vet. educ. and res.*, II, 1928, p. 883.
- BLACKLOCK (B.). — Breeding places of Anopheline mosquitos in Freetown, Sierra Leone. *Ann. of trop. med. and paras.*, XV, 1921, p. 463.
- BLACKLOCK (B.) et EVANS (A. M.). — Breeding places of anopheline mosquitos in and around Freetown, Sierra Leone. *Ann. of trop. med. and paras.*, XX, 1926, p. 59.
- DE BOER (H. S.). — Malaria and its control on Mombasa Island (Nairobi), *Kenya and East Afr. Med. Jl.*, V, 1928, p. 2.
- BOUET et ROUBAUD (E.). — Mission de la prophylaxie de la fièvre jaune au Sénégal. Instructions relatives à la lutte antilarvaire. *Ann. Hyg. et Med. col.*, XV, 1912, p. 742.
- VAN DEN BRANDEN et VAN HOOF. — Rapports sur le fonctionnement du labor. de Léopoldville pendant l'année 1923. *Ann. Soc. belge med. trop.*, VI, 1924, p. 231.
- BRENNAN (C. H.). — Ten months of malaria in Kisumu. *Kenya med. Jl.*, III, 1926, p. 261.
- COUVY. — Le fonctionnement du service de défense contre le paludisme à Madagascar (1923-1924). *Ann. med. et pharm. col.*, XXIII, 1925, p. 238.
- DALZIEL (J. M.). — Crab holes, trees and other mosquito sources in Lagos. *Bull. entom. res.*, XI, 1920, p. 244.
- DAVY (J. B.) et NEWSTEAD (R.). — Mosquitos and other blood sucking Arthropods of the upper Shiri River, Nyasaland. *Ann. of trop. med. and paras.*, XV, 1921, p. 457.
- DUNN (Lawrence H.). — Further observations on mosquito breeding in tree-holes and crab-holes. *Bull. entom. res.*, XVIII, 1927, p. 247.
- DUTTON (J. F. et TODD (J. L.). — Rapport sur l'expédition au Congo. *Liverpool School of trop. med., Mem.*, XX, 1906.
- EDWARDS (F. W.). — Mosquitoes reared by Dr. W. E. Haworth from Coconut palms in East Africa. *Trans. Roy. Soc. trop. Med. Hyg.*, XVI, 1923, p. 498.
- EVANS (A. M.). — A short illustrated guide to the Anophelines of tropical and South Africa. *Liverpool School of trop. med. Mem., new ser.*, 3, oct. 1927.
- Notes on Freetown mosquitos with description of new and little known species. *Ann. of trop. med. and paras.*, XX, 1926, p. 97.
- GARNHAM (P. C. C.). — Malaria in Kisumu, Kenya Colony. *Jl. of trop. med. and Hyg.*, XXXII, 1929, p. 207.

- GIBBINS (E. G.). — Report by the laboratory assistant. *Ann. rep. Lab. Serv. Dir. Uganda*, 1930, p. 24, Entebbe, 1931.
- Report by the laboratory assistant. *Ann. rep. Lab. Serv. Dir. Uganda*, 1929, p. 21, Entebbe 1930.
- GRAHAM (W. M.). — Results obtained from a monthly examination of the native water receptacle at Lagos, South Nigeria, 1910-1911. *Bull. entomol. res.*, II, 1911, p. 127.
- HANCOCK (G. L. R.). — Annual report of Assistant entomologist. *Rep. depart. agric. Uganda*, 1926, p. 27, Entebbe 1927.
- HOPKINS (G. H. E.). — Report of the medical entomologist. *Ann. rep. Lab. Serv. Dir. Uganda*, 1929, p. 17-21, Entebbe 1930 et 1930, p. 20, Entebbe 1930.
- INGRAM (A.). — Notes on the mosquitos observed at Bole, Northern Territories, Gold Coast. *Bull. entom. res.*, III, 1912, p. 73.
- et DE MEILLON. — Mosquito survey of certain parts of South Africa with special reference to carriers of malaria and their control. *Publ. of South afr. Inst. for med. res.*, XXII et XXIII, oct. 1927.
- JOHNSON (W. B.). — Domestic mosquitos in the Northern provinces of Nigeria. *Bull. entom. res.*, IX, 1918-19, p. 325.
- JOYEUX (C.). — Sur quelques arthropodes récoltés en Haute-Guinée française. *Bull. Soc. Path. exot.*, VIII, 1915, p. 656.
- LAMBORN (W. A.). — Seasonal habit of common Anophelines of Nyassaland with a note on its relation to the seasonal incidence of malaria. *Bull. entomol. res.*, XV, 1925, p. 361.
- LEESON (H. S.). — The dry season habits of two species of *Anopheles* in Southern Rhodesia. *Proc. entom. Soc. London*, V, 1930, p. 26.
- Anopheline mosquitos in Southern Rhodesia. *Mem. ser. of London School Hyg. and trop. med.*, mars 1931.
- LÉGER (M.). — Le paludisme au Sénégal et en particulier à Dakar ; ses origines ; ses remèdes possibles. *Ann. méd. et pharm. col.*, XXIII, 1925, p. 265.
- MACFIE (J. W. S.). — Accra laboratory Report for the year 1920. *Gov. Gold Coast Rept. med. dep.*, 1920, Accra 1921, p. 39.
- et INGRAM (A.). — The domestic mosquitos of Accra. *Bull. entom. res.*, VII, 1916-17, p. 161.
- — Certain nurseries of insect life in west Africa. *Bull. entom. res.*, XIII, 1923, p. 291.
- MCGREGOR (M. E.). — *Report on the Anophelinæ of Mauritius and on certain aspects of malaria in the colony, with recommendations for a new antimalarial campaign*. London, 1924.
- MANSFIELD-ADERS (W.). — Notes on malaria and filariasis in Zanzibar protectorate. *Trans. Roy. Soc. trop. med. hyg.*, XXI, 1927, p. 207.
- MOUCHET (R.). — Note sur la répartition des gîtes à moustiques de Stanleyville. *Ann. Soc. belge med. trop.*, VI, 1926, p. 175.
- NOC (F.). — Rapport sur le fonctionnement de l'Institut de Biologie pendant l'année 1920. *Entomologie médicale*. Gouv. génér. Afr. occ. fr., Paris, 1922, p. 14.
- POMEROY (A. W. J.). — The prophylaxis of malaria in Dar-es-Salam, East Africa. *Jl. Roy. Army med. Corps*, XXXV, 1920, p. 44.

(Suite de la bibliographie, page 493).

EXPLICATION DES PLANCHES

PLANCHE XVI

- FIG. 1. — Port-Gentil. Gîte à *A. mauritanus* entre la route cimentée et la mer.
 FIG. 2. — Port-Gentil. Gîte temporaire à *A. gambiæ*. Marais herbeux de part et d'autre de l'allée cimentée.

PLANCHE XVII

- FIG. 3. — Tchibanga (Nyanga). Source avec conferves, gîte caractéristique à larves d'*A. funestus* en saison sèche (avec *A. mauritanus*, *A. rufipes*, *C. bitæniorhynchus*, *C. inconspicuus*).
 FIG. 4. — Tchibanga. Trou creusé dans l'argile sur la rive de la Nyanga : gîte de saison sèche pour *A. gambiæ*, *C. duttoni*, *C. tigripes*, *C. perfuscus*, *C. pruina*, *C. invidiosus*, *C. fatigans*, *C. guarti*.

PLANCHE XVIII

- FIG. 5. — N'dendé (N'gounié). Gîte mixte à *A. funestus* et *A. gambiæ* (saison sèche) dans la Dollé. Le cours est rapide, mais les algues vertes peuvent s'accumuler à l'abri des bancs de silex émergés. Au fond un pont de lianes en ruine.
 FIG. 6. — *Id.* On voit nettement l'amas de végétation dans la concavité de la roche.

PLANCHE XIX

- FIG. 7. — Mares résiduelles dans le lit d'un marigot (Eschiras) : les indigènes y font fermenter le manioc (gîte défavorable).
 FIG. 8. — L'Ofoubou près d'Agouma ; gîte à *A. funestus* dans les conferves, au début de la saison des pluies.

PLANCHE XX

- FIG. 9. — Gîte à *A. funestus* sur les bords de l'Ovigui (Eschiras), dans le gravier, sans aucune végétation visible.
 FIG. 10. — « Sudd » avec des papyrus sur les rives du Rimbo N'komi ; gîte à *A. costalis* et *A. pharoensis* (saison des pluies).

PLANCHE XXI

- FIG. 11. — Forêt du Mayombe. Gîte de saison sèche à *A. mauritanus* dans les creux de rochers.
 FIG. 12. — Fernan Vaz. Gîte à *A. gambiæ* (saison des pluies).

PLANCHE XXII

- FIG. 13. — Fernan Vaz. Abreuvoir naturel à l'ombre : gîte à larves d'*A. gambiæ* (pluies).
 FIG. 14. — Fernan Vaz. Le manioc est râpé dans des cuves où il fermente. Dans l'eau très acide on trouve cependant des larves de *Culex pruina*.

PLANCHE XXIII

- FIG. 15 et 16. — Cimetières pounous dans la Nyanga. Sur les tombes, on accumule tous les objets du défunt, cantine, pagnes, paniers de pêche, calebasses, vaisselle. Les récipients sont généralement mis hors d'usage, mais l'eau peut parfois s'y accumuler et constituer des gîtes larvaires.



FIG. 1



FIG. 2



FIG. 3



FIG. 4



FIG. 5



FIG. 6



FIG. 7



FIG. 8



FIG. 9



FIG. 10



FIG. 12



FIG. 11



FIG. 13



FIG. 14



FIG. 15



FIG. 16

- PRATT JOHNSON (J.). — The distribution of malaria in South Africa and a mosquito survey of military hospital areas. *Jl. of Hyg.*, XIX, 1921, p. 344.
- RITCHIE (A. M.). — Entomologist report (1925-26). Tanganyika territory. *Rep. dep. Agric. Dar-es-Salam*, 1927, p. 33.
- ROSS (R.), ANNETT (H.) et AUSTEN (E. E.). — Report of the Malaria expedition. *Liverpool School of trop. med., Mem. II*, 1900.
- ROUSSEAU (L.). — Recherches sur l'endémie paludéenne à Douala (Cameroun) en 1917. *Bull. Soc. path. exot.*, XI, 1918, p. 286.
- SCHWETZ (J.). — *Etudes et notes d'entomologie médicale sur le Katanga*, Bruxelles, 1927.
- Note préliminaire sur les moustiques de quelques régions de la prov. orientale (Congo belge). *Ann. de Soc. belge med. trop.*, X, 1930, p. 1.
- Quelques considérations sur l'aspect entomologique de la lutte antimalariaire au Congo belge. *Ann. Soc. belge med. trop.*, VIII, 1928, p. 27.
- SCHWETZ (J.), COLLART (A.) et GERNICK. — The sporozoon and zygotic index of *Anopheles* at Stanleyville (Congo belge). *Trans. Roy. Soc. trop. med. and hyg.*, XXII, 1929, p. 457.
- SICE (A.) et VAUCEL (M.). — Etude des gîtes à larves de moustiques à Brazzaville. Présence de *Stegomyia fasciata*. *Bull. Soc. path. exot.*, XXI, 1928, p. 768.
- STEPHENS (J. W.) et CHRISTOPHERS (S. R.). — *Distribution of Anopheles in Sierra Leone*. 15th ser., 1900, p. 42.
- SWELLENGREBEL (N. H.), ANNECKE (S.) et DE MEILLON (B.). — Malaria investigation in some parts of Transvaal and Zuzuland. *Publ. South Afr. Inst. med. res.*, n° 27, 1931, p. 245.
- SYMES (C. B.). — The mosquito problem in Kenya. *Kenya med. Jl.*, III, Nairobi, 1926, p. 93.
- Notes on Anophelines and malaria in Kenya. *Kenya and East Afr. med. Jl.*, V, 1928, p. 138.
- Section of Medical entomology. *Rep. med. res. Lab. Kenya*, 1929, Nairobi, 1931, p. 23.
- Report on Anophelines and malaria in the Trans. Nzoia district. *Kenya and East Afr. Med. Jl.*, VIII, 3 et 4, Nairobi, 1931, p. 64 et 108.
- TAYLOR (A. W.). — The domestic mosquitos of Gadau, Northern Nigeria, and their relation to malaria and filariasis. *Ann. of trop. med. and paras.*, XXIV, 1930, p. 423.
- THOMSON (J. G.). — Researches on blackwater fever in Southern Rhodesia. *London School of trop. med. res. Mem.*, Ser. VI, London, 1924.
- VAN SOMMEREN (V. G.) et DE BOER (H. S.). — Report on the mosquito breeding areas within the Nairobi municipal area, with special references to water containing Anopheline larvæ. *Kenya medical Jl.*, II, 1926, p. 227.
- WATSON (M.). — Malaria in Rhodesia and South Africa. *Jl. of trop. med. and hyg.*, XXXIII, 1930, p. 349.
- WELLMANN (F. C.) et FAY (W. E.). — Report on the endemic malaria of Baileindo District, Portuguese West Africa. *Atti del Soc. per Studi del malar.*, VIII, 1907, p. 29.

Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

L'HiBERNATION CONDITIONNELLE CHEZ *THEOBALDIA ANNULATA* SCHR.

Par P. de BOISSEZON

J'ai fait l'hiver dernier quelques expériences portant sur la maturation des œufs chez *Theobaldia annulata* Schr. pendant la mauvaise saison, après nourriture sanguine, dans le but de vérifier si, chez cet insecte, le repos hivernal avait un caractère obligatoire ou si, comme l'indique E. Brumpt, l'hibernation était un « phénomène conditionnel » déterminé par l'abaissement de la température. Ce sont ces expériences que je vais rapporter ici.

Theobaldia annulata Schr. existe dans la région toulousaine : on le trouve assez facilement en été sur les bords de la Garonne, dans la région boisée du Parc Toulousain et dans celles qui avoisinent la Poudrerie Nationale. J'ai capturé plusieurs de ces insectes en septembre et jusqu'au 13 octobre 1931. Depuis cette date je n'en ai jamais plus vu en liberté dans la campagne et cela s'explique par l'arrivée précoce de la mauvaise saison à l'automne dernier, plusieurs gelées nocturnes ayant été observées en fin d'octobre et au début de novembre, la moyenne des températures matinales pendant cette période ayant été de $+ 5^{\circ}$ C. à Toulouse (1).

1) Le 22 novembre, j'ai trouvé un *Theobaldia annulata* Schr. hivernant, immobile contre une cloison derrière une porte, dans une maison inhabitée, en réparations et par conséquent non chauffée (température $+ 6^{\circ}$ C.). L'insecte, mis à la température de 14° dans une cage contenant un cristalliseur avec de l'eau, s'est montré d'abord rebelle à toute nourriture sanguine, il s'est contenté d'absorber de l'eau, le 26 novembre. Le 6 décembre, l'insecte m'a piqué pendant la nuit par une température de 15° . Ce *Theobaldia*, maintenu à 15° , a pondu le 25 décembre un radeau de 150 œufs (température extérieure le matin $- 6^{\circ}$). Durée de la maturation des œufs 19 jours. Les œufs se sont développés et malgré une forte mortalité j'ai obtenu quelques adultes.

(1) Nous adressons tous nos remerciements à M. L. Paloque qui a bien voulu nous faire adresser le relevé des températures notées à l'Observatoire de Toulouse pendant les mois d'octobre et de novembre 1931.

2) Le même *Theobaldia* m'a piqué de nouveau le 27 décembre à 7 heures du matin, par une température de $+14^{\circ}$; maintenu à la température de 16° - 18° , il a rempli d'eau son diverticule œsophagien, le 4 janvier, et a pondu le 12 janvier un radeau de 112 œufs. Durée de la maturation des œufs 17 jours. Ces œufs ont donné des larves normales qui se sont développées.

3) L'insecte m'a de nouveau piqué le 20 janvier à 5 heures du matin (température de l'appartement 14° , température extérieure le matin -6°). Il a été mis dans une pièce non chauffée qui s'est trouvée du 20 au 30 à $+12^{\circ}$. A cette température la digestion du sang s'est terminée le 30 janvier (durée 10 jours). La température extérieure s'est ensuite abaissée du 10 au 20 février et celle de la pièce où l'on avait laissé le moustique a oscillé pendant cette période de $+5^{\circ}$ à $+8^{\circ}$. L'insecte était immobile sur les parois de la cage, ne prenant aucune nourriture, ne buvant pas et ne manifestant aucune activité visible ; le 20 février, c'est-à-dire un mois après la piqure sanguine, il n'avait pas amené ses œufs à maturation. A cette date, l'insecte a été placé à la température de 14° à 15° dans une pièce chauffée. Il a absorbé de l'eau le 22 février et a manifesté une certaine activité. Le 27, j'ai trouvé un radeau d'environ 100 œufs dans le cristalliseur de la cage. Ces œufs ont éclos et les larves se sont développées normalement. Durée totale de la maturation des œufs 37 jours. L'insecte sur lequel ont été faites ces expériences est mort le 9 mars.

Que penser de ces faits ?

1) La première expérience prouve qu'un *Theobaldia* hivernant peut redevenir actif si on le place à une température moyenne. En effet, au bout d'une quinzaine de jours à la température de 14° , la femelle hibernante étudiée a pu piquer et, après s'être nourrie de sang, a amené ses œufs à maturation en plein hiver. L'hibernation chez *Theobaldia* est donc un phénomène conditionnel déterminé par le froid et qui s'interrompt par la chaleur.

2) La durée de la maturation des œufs est elle-même influencée par la température. En effet, d'une part, dans la première expérience, à la température moyenne de 14° , la maturation des œufs dure 19 jours ; à 16° - 18° , elle dure 17 jours, temps correspondant assez sensiblement à ceux que j'avais observés chez *Culex pipiens* L.

D'autre part, dans la troisième expérience, l'insecte, après s'être nourri de sang, a mis beaucoup plus longtemps pour amener ses œufs à maturation. La seule condition de l'expérience qui ait varié est la température. On doit donc penser que cette maturation des

œufs a été retardée par le froid. L'insecte s'est trouvé placé du 20 janvier au 10 février à une température de 12° à 10°, puis la température du 10 au 20 février s'est abaissée jusqu'à 8° et même 5°. La ponte n'a eu lieu que le 27 février, soit 37 jours après la piqure. Nous voyons que dans la troisième expérience la maturation des œufs a nécessité un temps deux fois plus long que dans les deux premières.

On peut, à mon avis, interpréter ces derniers faits de la façon suivante. La maturation des œufs a commencé à se produire pendant la digestion du sang, c'est-à-dire du 20 janvier au 10 février à 12°, puis la température s'étant abaissée du 10 au 20 février entre 5° et 8°, la maturation des œufs a été suspendue pendant cette période de froid intense, l'abaissement de la température ayant déterminé l'inhibition ovarienne. L'activité des ovaires a ensuite repris dès que l'insecte a été replacé à une température de 14° et, après 6 jours de cette température, les œufs ont achevé leur maturation et la ponte a été effectuée. Quoi qu'il en soit de cette interprétation des faits, la troisième expérience corrobore les deux premières et montre, d'une part que la chaleur se maintenant l'activité reproductrice persiste en hiver, et d'autre part, que la durée de la maturation des œufs, les autres conditions étant semblables, est plus longue quand il fait froid que lorsque la température est plus élevée, ce phénomène est donc conditionné lui-même par les variations de la température.

Je me suis permis de présenter ces expériences, bien qu'elles ne portent que sur un seul insecte, car ces constatations vérifient les conclusions que j'ai tirées de mes études sur la biologie de *Culex pipiens* L., au point de vue du mécanisme de l'hibernation par l'inhibition ovarienne et de la maturation des œufs par l'élévation de la température (1). Le rôle des variations de la température dans le déterminisme de la maturation des œufs et de l'hibernation signalé chez *Culex pipiens* L., s'observe également si on expérimente sur *Theobaldia annulata* Schr.

(1) Voir : Contribution à l'étude de la biologie et de l'histophysiologie de *Culex pipiens* L., *Archives de Zoologie expérimentale et générale*, LXX, 1930, p. 282-430.

SUR LA PRÉSENCE DE *PHLEBOTOMUS PAPATASI*

SCOPOLI 1786 A MARSEILLE

Par J. RAYNAL et P. LE GAC

Le 15 juillet au matin, l'un de nous, habitant sur la Corniche, à Marseille, capturait dans sa moustiquaire deux phlébotomes, un mâle et une femelle.

L'étude de ces deux exemplaires nous permit de faire la détermination de deux *Phlebotomus papatasi* Scopoli 1786, d'après les principales caractéristiques suivantes :

MALE

Couleur : jaune pâle.

Dimensions

Tête et clypeus	442 μ
Thorax	624 μ
Abdomen	960 μ
Premier segment de la gonapophyse supérieure..	576 μ
Total	<u>2.602 μ</u>

Antennes

- III = IV + V.
- III < IV + V + VI.
- III < XII ... XVI.
- IV + V < XII ... XVI.
- IV + V + VI > XII ... XVI.

Les épines géniculées, petites et courtes, sont bigéminées. La formule antennaire est donc :

$$\frac{2}{\text{III} - \text{XV}}$$

Palpes

La formule palpale est : 1, 4, 2, 3, 5.

- II < III.
 - V = II + III.
 - V > III + IV.
 - V < II + III + IV.
- $$\frac{V}{IV} = 2,80$$

Epipharynx

La longueur de l'épipharynx est de 285 μ .

Le rapport :

$$\frac{\text{palpe}}{\text{épipharynx}} = 3,09$$

Aile

Le bord postérieur de l'aile est légèrement plus arqué que le bord antérieur. La première nervure longitudinale recouvre la branche antérieure de la deuxième sur le quart de sa longueur.

La branche antérieure de la deuxième nervure longitudinale est plus longue que la distance entre les deux fourches : $\alpha > \beta$.

La fourche postérieure de la deuxième nervure longitudinale est plus rapprochée de la base de l'aile que la fourche de la quatrième.

Longueur de l'aile	2.112 μ
Largeur maxima	528 μ

$$\frac{\text{Longueur de l'aile}}{\text{Largeur de l'aile}} = 4$$

$$\frac{\text{Taille de l'insecte}}{\text{Longueur de l'aile}} = 1,26$$

$$\alpha = 365 \mu$$

$$\beta = 288 \mu$$

$$\delta = 88 \mu$$

$$\frac{\alpha}{\beta} = 1,26$$

$$\frac{\delta}{\alpha} = 0,24$$

Pattes

	PATTE I	PATTE II	PATTE III
Rapport: $\frac{\text{tibia}}{\text{fémur}}$	1,16	1,37	1,52
Rapport: $\frac{\text{tarse 1}}{\text{tarse 2}}$	1,78	2	2
Le tarse 1 est par rapport aux deux tiers du tibia	<	<	<
Rapport: $\frac{\text{patte (sans coxa ni troch.)}}{\text{longueur de l'aile}}$..	1,33	1,45	1,65
Rapport: $\frac{\text{patte (sans coxa ni troch.)}}{\text{taille de l'insecte}}$..	1,01	1,14	1,25

Armature génitale

Les deux segments des *gonapophyses supérieures* (fig. 1) sont très allongés, le segment proximal étant plus long que le segment distal.

Le segment distal, grêle, à bords parallèles, porte cinq épines courtes, trois à l'extrémité apicale, les deux autres sur le côté interne environ à l'union du tiers inférieur et des deux tiers supérieurs.

Les *gonapophyses inférieures* sont également très grêles et plus courtes que les segments proximaux des gonapophyses supérieures : elles portent à leur extrémité apicale deux épines très courtes.

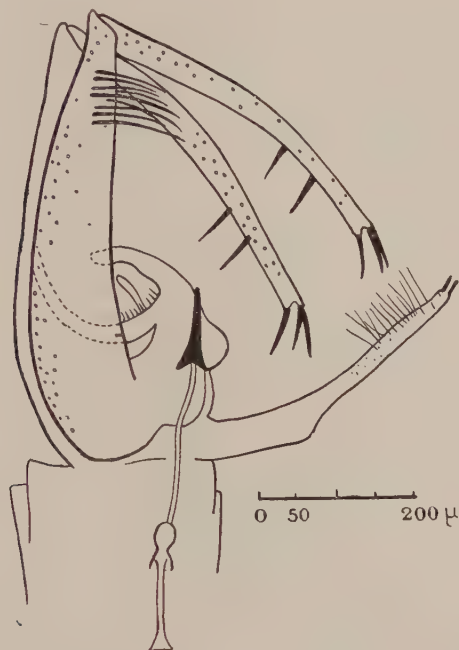


FIG. 1. — Armature génitale mâle de *Phlebotomus papatasi* (exemplaire de Marseille) (schématique).

Les *appendices intermédiaires* sont pourvus, en haut, de deux autres appendices secondaires : les frangés et les digitiformes.

Dimensions :

Gonapophyse supérieure : segment proximal	576 μ
segment distal	470 μ
Gonapophyse inférieure	432 μ
Épines des gonapophyses supérieures	58 à 72 μ
Épines des gonapophyses inférieures	40 μ
Appendices intermédiaires	180 μ
Organe intromittent	95 μ
Pompe génitale	162 μ
Filaments génitaux	285 μ

La *pompe génitale* se trouve dans les deux avant-derniers segments de l'abdomen.

Les divers rapports génitaux sont les suivants :

$$\frac{\text{Segment proximal de la gonapophyse supérieure}}{\text{Segment distal de la gonapophyse supérieure}} = 1,23$$

$$\frac{\text{Gonapophyse inférieure}}{\text{Segment proximal de la gonapophyse supérieure}} = 0,75$$

$$\frac{\text{Segment proximal gonapophyse supérieure}}{\text{Abdomen}} = 0,60$$

$$\frac{\text{Longueur des filaments génitaux}}{\text{Longueur de la pompe génitale}} = 1,75$$

FEMELLE

Couleur : jaune pâle.

Dimensions

A signaler, en ce qui concerne les dimensions, que cet exemplaire a été traité par la potasse.

Tête et clypeus	460 μ
Thorax	768 μ
Abdomen	1.728 μ
Gonapophyse génitale	192 μ
Total	3.148 μ

Antennes

$$\text{III} > \text{IV} + \text{V}.$$

$$\text{III} < \text{IV} + \text{V} + \text{VI}.$$

$$\text{III} < \text{XII} \dots \text{XVI}.$$

$$\text{IV} + \text{V} < \text{XII} \dots \text{XVI}.$$

$$\text{IV} + \text{V} + \text{VI} < \text{XII} \dots \text{XVI}.$$

Les épines géniculées, bien développées, sont bigeminées : la formule antennaire est :

$$\frac{2}{\text{III-XV}}$$

Palpes

La formule palpale est : 1, 4, 2, 3, 5.

$$\text{V} < \text{II} + \text{III} + \text{IV}.$$

$$\text{V} > \text{III} + \text{IV}.$$

$$\text{V} = \text{II} + \text{III}.$$

$$\text{II} < \text{III}.$$

$$\frac{\text{V}}{\text{VI}} = 2,46$$

Epipharynx

La longueur de l'épipharynx est de 334 μ .

Le rapport :

$$\frac{\text{palpe}}{\text{épipharynx}} = 3$$

Cavité buccale

Il n'y a pas d'armature buccale.



FIG. 2. — Pharynx et armature pharyngienne de *Phlebotomus papatasi* femelle (exemplaire de Marseille) (schématique).

Pharynx

Le pharynx est assez élargi à sa partie postérieure. Sa longueur est environ trois fois sa plus grande largeur qui, elle, a des dimensions d'un peu plus du double que la partie rétrécie antérieure. L'armature (fig. 2) donne l'impression d'un réseau ou d'une mosaïque dont la surface antérieure est concave ; les denticules ne sont pas distincts.

Longueur du pharynx	218 μ
Largeur minima (partie antérieure)	32 μ
Largeur maxima (partie postérieure)	70 μ

Aile

Le bord postérieur de l'aile est plus arqué que le bord antérieur. La première nervure longitudinale recouvre la branche antérieure de la deuxième sur le quart environ de sa longueur.

La branche antérieure de la deuxième nervure longitudinale est plus longue que la distance entre les deux fourches : $\alpha > \beta$.

La fourche postérieure de la deuxième nervure longitudinale est plus rapprochée de la base de l'aile que la fourche de la quatrième.

Longueur de l'aile 2.112 μ
 Largeur de l'aile (maxima) 653 μ

$$\frac{\text{Longueur de l'aile}}{\text{Largeur de l'aile}} = 3,23$$

$$\frac{\text{Taille de l'insecte}}{\text{Longueur de l'aile}} = 1,49$$

$$\alpha = 432 \mu$$

$$\beta = 288 \mu$$

$$\delta = 105 \mu$$

$$\frac{\alpha}{\beta} = 1,50$$

$$\frac{\delta}{\alpha} = 0,24$$

Pattes

	PATTE I	PATTE II	PATTE III
Rapport: $\frac{\text{tibia}}{\text{fémur}}$	1,05	1,24	1,37
Rapport: $\frac{\text{tarse 1}}{\text{tarse 2}}$	1,80	2	2,02
Le tarse 1 est par rapport aux deux tiers du tibia	<	<	<
Rapport: $\frac{\text{patte (sans coxa ni troch.)}}{\text{longueur de l'aile}}$..	1,30	1,48	1,80
Rapport: $\frac{\text{patte (sans coxa ni troch.)}}{\text{taille de l'insecte}}$..	1,04	1,18	1,42

Spermathèques

Elles sont situées dans la partie distale du septième segment abdominal (fig. 3). Elles ont un aspect en boudin, tronquées antérieurement, à parois nettement crénelées. L'anneau apical n'est pas plus large que les autres ; le cou très court et la tête élargie sont entourés par une collerette ayant la largeur de l'organe. Les crénelations sont au nombre de 8 à 10 et chaque spermathèque mesure de 45 à 50 μ de long sur 16 à 17 μ de large.

Etant donnés surtout les caractères typiques fournis par l'armature génitale du mâle, d'une part, et, d'autre part, par la morphologie des spermathèques, l'absence d'armature buccale et la disposition de l'armature pharyngienne chez la femelle, le diagnostic de *Phlebotomus papatasi* s'impose pour ces deux exemplaires.

Dans un article récent (1), Langeron et Nitzulescu, passant en revue la répartition des phlébotomes en France, à la suite de nouvelles identifications poursuivies sur des exemplaires déjà diagnostiqués, attiraient l'attention sur le fait suivant : le diagnostic de *Phlebotomus papatasi* fut porté à tort dans la plupart des localités où des phlébotomes avaient été précédemment capturés et décrits.

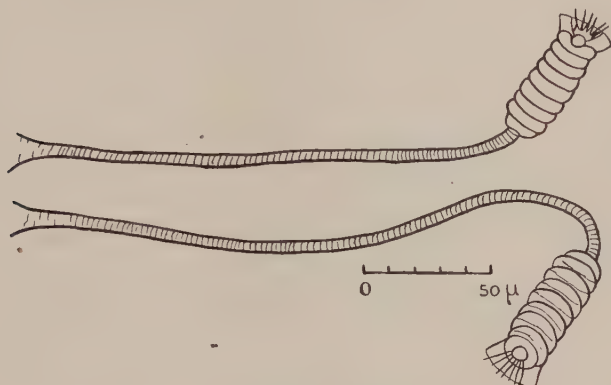


FIG. 3. — Spermathèques de *Phlebotomus papatasi* (exemplaire de Marseille) (schématique).

Contrairement à l'opinion courante, concluait-ils, *Phlebotomus papatasi*, espèce la plus anciennement connue, paraît rare en France : on ne connaît, à l'heure actuelle, qu'une seule localité où cette espèce ait été précédemment identifiée de façon certaine et authentique : Montpellier (en réalité localité de Valéry Mayet aux environs de Montpellier).

A cette unique localité, il y a donc lieu d'ajouter Marseille.

RÉSUMÉ

Deux échantillons de *Phlebotomus papatasi* Scopoli 1786, un mâle et une femelle ont été identifiés à Marseille, quartier de la Corniche.

Cette localité doit donc être considérée comme un des points de la répartition géographique de cette espèce de phlébotome en France continentale.

*Laboratoire de parasitologie de l'Ecole d'application
du Service de Santé des troupes coloniales.*

(1) M. LANGERON et V. NITZULESCU. — Révision des phlébotomes de France. *Ann. de Parasitologie*, X, 1932, p. 286-294.

SUR UN EXEMPLAIRE DE *PHLEBOTOMUS LARROUSSEI*

LANGERON ET NITZULESCU 1931,

CAPTURÉ A LA ROSE (BANLIEUE DE MARSEILLE)

Par J. RAYNAL et P. LE GAC

Dans un lot de 78 phlébotomes (26 mâles et 52 femelles), capturés dans la banlieue marseillaise à La Rose (bâtiments annexes de la division des contagieux de l'Hôpital militaire de Marseille), nous avons rencontré un exemplaire femelle que nous avons identifié à *Phlebotomus larroussei* Langeron et Nitzulescu 1931, d'après les principaux de ses caractères morphologiques et phlébotométriques dont voici le détail :

Dimensions

Exemplaire traité par la potasse.

Tête et clypeus	461 μ
Thorax	960 μ
Abdomen	1.632 μ
Gonapophyse génitale	218 μ
Total	3.271 μ

Antennes

I = 58 μ	
II = 60 μ	
III = 300 μ	
IV = 131 μ	
V = 146 μ	III > IV + V
VI = 140 μ	III < IV + V + VI
VII = 135 μ	III < XII ... XVI
VIII = 124 μ	IV + V < XII ... XVI
IX = 119 μ	IV + V + VI $\approx$ XII ... XVI
X = 119 μ	IV < V $\supset$ VI
XI = 114 μ	
XII = 105 μ	
XIII = 93 μ	
XIV = 76 μ	
XV = 71 μ	
XVI = 78 μ	

Les épines géniculées, fortement développées, sont bigéménées ; la formule antennaire répond au type :

$$\frac{2}{\text{III} - \text{XV}}$$

Palpes

La formule palpale est : 1, 4, (2, 3), 5.

$$\begin{array}{lll} \text{I} = 38 \mu & & \\ \text{II} = 197 \mu & \text{II} = \text{III} & \\ \text{III} = 197 \mu & \text{V} < \text{II} + \text{III} & \frac{\text{V}}{\text{IV}} = 2,29 \\ \text{IV} = 166 \mu & \text{V} < \text{III} + \text{IV} & \\ \text{V} = 381 \mu & \text{V} < \text{II} + \text{III} + \text{IV} & \end{array}$$

Epines modifiées de Newstead sur la partie moyenne du troisième segment.

Epipharynx

La longueur de l'épipharynx est de 330 μ .

Le rapport :

$$\frac{\text{palpe}}{\text{épipharynx}} = 2,90$$

Cavité buccale

Il n'y a pas d'armature buccale ni d'aire pigmentée.

Pharynx

Le pharynx n'est pas très élargi à sa partie postérieure. Les dents de l'armature pharyngienne (fig. 1) sont assez nettement caractérisées : elles remontent en pointe sur la ligne médiane vers la partie antérieure.

La longueur du pharynx est de 195 μ ; sa largeur maxima à la partie postérieure de 72 μ et sa largeur minima, en avant, de 33 μ en moyenne.

La surface d'implantation des dents en hauteur mesure 60 μ de la base à l'extrême pointe antérieure de l'armature.

Aile

Les ailes sont très larges. Leur bord postérieur est très arqué par rapport à leur bord antérieur.

La première nervure longitudinale recouvre la branche antérieure de la deuxième nervure, presque sur le quart de sa longueur.



FIG. 1. — Armature pharyngienne de *Phlebotomus larroussesi* (exemplaire de La Rose) (schématique).

La branche antérieure de la deuxième nervure longitudinale est de beaucoup plus longue (deux fois et demie environ) que la distance entre les deux fourches de cette même nervure : $\alpha > \beta$.

La fourche postérieure de la deuxième nervure longitudinale est *plus éloignée de la base de l'aile* que la fourche de la quatrième nervure (la différence étant de 18 μ environ d'éloignement de plus pour la première).

Longueur de l'aile : 2.112 μ .

Largeur maxima de l'aile : 749 μ .

$$\frac{\text{Longueur de l'aile}}{\text{Largeur de l'aile}} = 3,18$$

$$\frac{\text{Taille de l'insecte}}{\text{Longueur de l'aile}} = 1,49$$

$$\alpha = 537 \mu$$

$$\beta = 221 \mu$$

$$\delta = 125 \mu$$

$$\frac{\alpha}{\beta} = 2,43$$

$$\frac{\delta}{\alpha} = 0,23$$

Pattes

	PATTE I	PATTE II	PATTE III
Fémur.....	864 μ	864 μ	989 μ
Tibia.....	1171 μ	1363 μ	1613 μ
Tarse 1.....	701 μ	768 μ	941 μ
Tarse 2.....	307 μ	336 μ	365 μ
Tarse 3.....	202 μ	202 μ	240 μ
Tarse 4.....	163 μ	173 μ	173 μ
Tarse 5.....	96 μ	96 μ	115 μ
Rapport: $\frac{\text{tibia}}{\text{fémur}}$	1,35	1,57	1,63
Rapport: $\frac{\text{tarse 1}}{\text{tarse 2}}$	2,28	2,28	2,57
Rapport tarse 1 par rapport aux 2/3 du tibia.....	<		
Rapport: $\frac{\text{Patte (sans coxa ni troch.)}}{\text{longueur de l'aile}}$..	1,44	1,59	1,86
Rapport: $\frac{\text{Patte (sans coxa ni troch.)}}{\text{taille de l'insecte}}$..	1,05	1,13	1,33

Spermathèques

Les spermathèques (fig. 2) sont du type à paroi lisse sur laquelle se dessinent des lignes.

Elles présentent deux parties fusiformes ou ampoules, reliées entre elles par un étranglement : l'ampoule antérieure peut être comparée à un bonnet de nuit ; son extrémité, après s'être assez brusquement rétrécie, porte un léger évasement au milieu duquel sort un cou fin et court surmonté par une petite tête ; les parois de cette partie fusiforme antérieure, très minces, sont recouvertes de lignes parallèles et transversa-

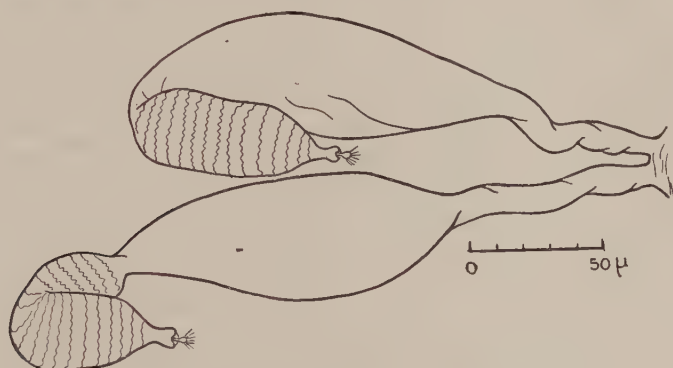


FIG. 2. — Spermathèques de *Phlebotomus larrousei* (exemplaire de La Rose) (schématique).

les ; celles-ci ne sont pas rectilignes mais nettement crénelées ou mieux tremblées ; la paroi de l'ampoule postérieure, également très mince, ne présente pas de striation appréciable à partir de l'étranglement qui sépare cette ampoule de l'antérieure ; les deux ampoules postérieures se terminent enfin par deux conduits courts qui ne se réunissent pas et débouchent séparément dans le vagin.

Les dimensions de ces organes sont les suivantes :

Ampoule antérieure : longueur	90 à 95 μ
largeur	24 μ
Etranglement : largeur	10 à 12 μ
Ampoule postérieure : longueur	143 μ
largeur	43 à 45 μ
Conduits terminaux : longueur	72 μ
largeur	12 μ

Il semble bien que nous ayons eu affaire au type nouveau décrit par Langeron et Nitzulescu en 1931 (1), et dont ils signalent six

(1) M. LANGERON et V. NITZULESCU. — *Phlebotomus larrousei* n. sp. nouvelle espèce européenne de phlébotome. *Ann. de Parasitologie*, IX, 1931, p. 72-76.

exemplaires femelles, provenant respectivement, quatre de Bourgl-la-Reine (Seine), un de Savignies près Beauvais (Oise) et un de Varennes près Beaune (Côte-d'Or).

Tous les caractères phlébotométriques de l'exemplaire de La Rose concordent avec ceux donnés par les précédents auteurs pour *Phlebotomus larrouseï*.

La morphologie de l'armature pharyngienne est identique à celle que Langeron et Nitzulescu ont décrite et figurée pour leur exemplaire de Varennes.

En ce qui concerne la morphologie des spermathèques, assez délicate à mettre en évidence, nous notons de légères différences avec les descriptions et les dessins des auteurs précédents :

La striation de l'ampoule antérieure des spermathèques de l'exemplaire de La Rose est formée de fines divisions transversales et parallèles, non pas rectilignes mais dentelées ; l'ampoule postérieure ne présente pas de striations ; enfin les deux conduits des spermathèques se terminent séparément dans le vagin.

Malgré ces légères particularités, nous pensons que notre exemplaire doit être assimilé au type déjà décrit par Langeron et Nitzulescu en 1931. Il nous paraît intéressant d'insister sur le fait que cette espèce, jusqu'ici signalée dans des régions plutôt septentrionales de France, se rencontre aussi plus au sud, sur la côte méditerranéenne.

RÉSUMÉ

Dans cette note, nous décrivons un phlébotome femelle, capturé à La Rose (banlieue de Marseille), que nous identifions avec *Phlebotomus larrouseï*, Langeron et Nitzulescu 1931.

*Laboratoire de parasitologie de l'Ecole d'application
du Service de Santé des troupes coloniales.*

SUR UN *LEPODERMA* DE BATRACIENS ANOURES, DE L'ILE MAURICE

Par Robert Ph. DOLLFUS.

Au cours de la dissection des batraciens anoures, à l'île Maurice, notre collègue F.-J.-R. Momplé trouva, à plusieurs reprises, la première fois en novembre 1926 (1), quelques exemplaires d'un *Lepoderma* non décrit, dont il a eu l'amabilité de me communiquer des spécimens, accompagnés de dessins à la chambre claire et d'observations *in vivo*. Ayant été autorisé par le Dr F.-J.-R. Momplé à publier la description inédite de ce *Lepoderma*, j'ai plaisir à lui en dédier l'espèce.

Lepoderma momplei n. sp.

Corps aplati, long de 2 mm., 5 à 3 mm., 5, large de 0 mm., 75 à 1 mm. Sa plus grande largeur est un peu en avant ou en arrière de l'acetabulum ; les bords latéraux du corps sont presque parallèles, la largeur diminuant insensiblement entre la bifurcation intestinale ou l'acetabulum et l'extrémité postérieure, qui est assez brusquement arrondie, mais moins grosse et moins large que l'extrémité antérieure.

La cuticule est antérieurement garnie de spinules qui vont en se raréfiant postérieurement ; sur la face ventrale, il n'y en a plus au-delà du testicule antérieur ; sur la face dorsale, elles disparaissent vers le niveau de l'œsophage.

La ventouse orale est relativement grande et robuste (diam. 310 et 350 μ , pour des individus longs respectivement de 2 mm., 6 et 3 mm.).

Il n'y a pas de prépharynx ; le pharynx assez gros, globuleux, (diam. 180 μ pour une ventouse orale de diam. 350 μ) ou plus large que long (190 μ de large sur 150 μ de long), à forte musculature, conduit presque directement dans la bifurcation intestinale ; c'est seulement sur des exemplaires en extension et sur des coupes que l'on peut voir qu'il existe un court œsophage ne dépassant pas 120 μ de long. Chez les spécimens à extrémité antérieure rétractée et mon-

(1) Dans un *Bufo* d'une localité appelée « Bambous ».

tés *in toto*, la ventouse orale masque complètement le pharynx et l'œsophage. Les deux branches intestinales se dirigent d'abord transversalement en dehors, puis s'incurvent et, en augmentant de diamètre, prennent une direction postérieure, parallèlement aux



FIG. 1. — *Lepoderma momplei* n. sp., vu par la face ventrale, d'après une préparation *in toto* et des dessins sur le vivant, communiqués par le Dr F.-J.-R. Momplé.



FIG. 2. — *Lepoderma himalayai* E. L. Jordan 1930, vu par la face ventrale, d'après un dessin inédit communiqué par le Dr H. R. Mehra.

bords latéraux du corps ; elles se terminent à une petite distance de l'extrémité postérieure du corps (distance que l'on peut évaluer, environ, au septième ou neuvième de la longueur totale du corps et qui est occupée par des boucles de l'utérus) ; antérieurement, les parois du cæcum sont épaisses, l'épaisseur va en s'atténuant posté-

rienement, mais la largeur du cæcum reste relativement grande ou même augmente un peu. L'acetabulum a un diamètre de 190 à 200 μ ; la distance de son centre, à l'extrémité antérieure du corps, représente un peu moins du tiers de la longueur totale ; à l'extrémité postérieure, un peu plus du tiers de la longueur totale.

Le bord antérieur de l'acetabulum est donc très rapproché de la bifurcation intestinale ; il en est séparé par la portion terminale de la poche du cirre, qui le contourne pour aboutir au pore génital, situé nettement à gauche de la ligne médiane. Les testicules sont globuleux, compacts, à bords entiers, avec un diamètre de 300 μ environ ; ils sont compris dans la partie moyenne du 3^e quart de la longueur du corps et placés obliquement l'un derrière l'autre, le gauche ayant son bord postérieur un peu en arrière du bord antérieur du droit. L'espace entre les deux testicules est très resserré, mais laisse passer la vessie, et les parties des testicules qui se font face à ce niveau se trouvent en contact avec les branches montante et descendante de l'utérus. Les canaux spermatiques se rejoignent à l'entrée de la poche du cirre. La poche du cirre, allongée, en forme de C, contourne le bord droit de l'acetabulum, passant en bas et à droite entre l'acetabulum et l'ovaire, latéralement entre l'acetabulum et le cæcum droit, en avant entre l'acetabulum et la bifurcation intestinale. La poche du cirre, relativement longue et étroite, contient une vésicule séminale et un cirre inerme, long et étroit (évauginé chez l'individu figuré).

L'ovaire, globuleux (diamètre : 200-220 μ), est un peu plus petit que les testicules, il est immédiatement à droite du plan médiosagittal, plus près de l'acetabulum que du testicule antérieur ; il est séparé de l'acetabulum par la partie proximale de la poche du cirre, et des testicules par la bifurcation de la vessie ; il est immédiatement en avant de la corne droite de la vessie.

De la partie postéro-interne de l'ovaire part l'oviducte, qui se dirige postérieurement et atteint presque immédiatement le vitello-ducte et la glande de Mehlis.

Canal de Laurer ? Il n'y a pas de *receptaculum seminis*.

L'utérus se dirige postérieurement, avec quelques ondulations, jusqu'à l'extrémité postérieure du corps, ventralement aux cæca et à la vessie ; après avoir dépassé l'extrémité des cæca intestinaux, il décrit quelques sinuosités dans l'espace compris entre la terminaison des cæca et l'extrémité postérieure du corps, puis se dirige antérieurement, avec quelques ondulations, jusqu'au pore génital, passant dorsalement et à gauche de l'acetabulum. Les œufs, à coque mince, ont une longueur de 38 à 50 μ et une largeur de 23 à 26 μ ;

j'en ai mesuré de 38×26 , 42×23 , 44×23 , 44×26 , 45×26 , 47×25 , 48×24 , 50×25 ; il semble que les dimensions moyennes des œufs à maturité et en bon état soient 45×26 .

Les vitellogènes, de chaque côté du corps, s'étendent antérieurement jusqu'au pharynx et postérieurement jusqu'à l'extrémité des cæca intestinaux, enveloppant ceux-ci extérieurement et dorsalement, tantôt sans dépasser beaucoup leur bord interne, tantôt envahissant presque tout l'espace intercæcal. Le vitellogène transverse est un peu postérieur à l'ovaire, il passe ventralement aux branches de la vessie.

La vessie est en Y avec un long tronc impair et deux courtes branches, la bifurcation correspond à peu près au niveau de la partie antérieure du testicule antérieur ou au milieu de la longueur du corps.

Chaque corne de la vessie reçoit, à son extrémité antérieure, un canal collecteur principal qui résulte de la réunion (à un niveau qui correspond à peu près à celui du bord postérieur de l'acetabulum) de deux canaux, l'un venant de la partie du corps située en avant, l'autre de la partie du corps située en arrière ; chacun de ces canaux reçoit les canalicules venant des ampoules à flamme vibratile ; leur nombre n'a pu être précisé.

Dans le parenchyme de la région du pharynx et de la ventouse orale, se trouvent des glandes céphaliques, visibles sur le vivant, qui semblent être au nombre de huit de chaque côté de la ventouse orale ; elles s'ouvrent chacune par un canal sur le bord de la ventouse orale. Il y a en outre quelques éléments glandulaires au niveau de l'œsophage.

Ce *Lepoderma* a été trouvé fixé à la muqueuse (1) de l'intestin grêle et quelquefois dans l'intestin postérieur, chez *Rana mascareniensis* Dum. et Bibron. et *Bufo regularis* Reuss, à l'île Maurice. Des exemplaires types, envoyés par le Dr F.-J.-R. Momplé, ont été déposés dans les collections du Museum National d'Histoire Naturelle de Paris et du Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

Discussion. — On a décrit des *Lepoderma* [= *Plagiorchis*] de presque tous les groupes de vertébrés entomophages, mais, jusqu'à

(1) F.-J.-R. Momplé a remarqué que le tube digestif de ce distome était souvent gorgé du sang de son hôte ; dans l'examen *in vivo*, entre lame et lamelle, lorsque le pharynx était en contraction, le contenu intestinal passait rapidement d'un cæcum dans l'autre, puis, la contraction du pharynx cessant, était expulsé au dehors par la bouche. Le phénomène se répétant plusieurs fois, le tube digestif était bientôt complètement vidé, ce qui facilitait considérablement l'observation des organes.

présent, à ma connaissance, une seule espèce avait été trouvée chez un batracien anoure : *Lepoderma himalayai* E.-L. Jordan.

E.-L. Jordan (1930, p. 2) a donné de *Lepoderma himalayai* la description suivante :

« Corps ovale et allongé avec une longueur moyenne de 2 mm., 2 et une largeur moyenne de 0 mm., 67. Ventouse orale plus grande que l'acetabulum, qui est situé dans le tiers antérieur du corps. Il y a un œsophage bien développé. Cirrè très long, cylindrique et légèrement courbé un peu en forme de C. Il y a une grosse vésicule séminale et une *pars prostatica*. Ouverture génitale légèrement à gauche, immédiatement en avant de l'acetabulum. Intestin grêle du crapaud commun à Kashmir (Inde). H.-R. Mehra leg. »

M. le professeur H.-R. Mehra a eu l'amabilité de me communiquer deux figures (dont l'une reproduite ici) encore inédites de ce *Lepoderma*. C'est une espèce extrêmement voisine de *Lepoderma momplei* mihi, mais cependant bien distincte : chez *L. momplei*, la ventouse orale et le pharynx sont proportionnellement et constamment plus grands que chez *L. himalayai* ; l'œsophage est plus court que le pharynx alors que sa longueur est un peu supérieure à celle du pharynx, chez *L. himalayai* ; les cæca intestinaux sont très sensiblement plus gros, plus robustes et s'étendent plus loin postérieurement chez *L. momplei* que chez *L. himalayai* ; enfin, la forme générale du corps et l'habitus sont un peu différents.

Rappelons que les espèces décrites dans le genre *Lepoderma* s. tr. sont déjà au nombre d'environ une quarantaine et diffèrent, pour la plupart, très peu les unes des autres ; dans bien des cas, si l'on ne connaissait pas l'hôte et la localité d'origine, il serait bien difficile d'arriver à une identification spécifique précise en l'absence d'un abondant matériel de comparaison.

BIBLIOGRAPHIE

- JORDAN (E. L.). — On a new species of *Lepoderma* (Looss). *Lepoderma himalayai*, n. sp. *Indian Science Congress. Seventeenth Annual Meeting, Allahabad, 1930. [January]. Abstracts of Papers, Section of Zoology, p. 2.*

Museum National d'Histoire Naturelle, Paris.
Laboratoire des pêches coloniales.

CULTURE DE L'ENTAMOEBA DYSENTERIÆ SUR MILIEUX A L'INTESTIN DE CHAT

Par R. DHAYAGUDE (1)

Depuis l'époque (1925) à laquelle Boeck et Drbohlav ont annoncé avoir cultivé avec succès l'*Entamoeba dysenteriae*, un grand nombre de travaux ont été consacrés à la technique de cette culture. Parmi toutes les modifications qui ont été proposées, celle de Dobell, avec l'addition d'amidon, suggérée d'abord par E. Brumpt, a donné uniformément de bons résultats et de riches cultures ; mais le milieu de Dobell nécessite une couche inclinée de sérum coagulé de cheval, recouvert de liquide de Ringer, auquel on a ajouté de l'albumine et de l'amidon. Nous avons cultivé avec succès, sur ce milieu, *Entamoeba dysenteriae*, provenant d'une fillette de quatre ans souffrant d'un accès dysentérique aigu, et nous avons pu obtenir une culture abondante après une incubation de 48 à 72 heures. Pour poursuivre la culture au laboratoire, il était nécessaire d'avoir une grande quantité de sérum de cheval pour la préparation des tubes inclinés. Ceux que nous avons préparés avec du blanc d'œuf ou de la gélose au sang n'ont pas donné de résultats satisfaisants.

Nous avons donc cherché à préparer un milieu qui nous permettrait d'éviter la difficulté qu'il y a à se procurer du sérum de cheval et qui, en même temps, nous donnerait des cultures encore plus riches que celles qu'on obtient sur le milieu de Dobell. Nous indiquons ci-dessous les résultats de nos essais.

L'amibe de la dysenterie est pathogène pour le chat, chez lequel elle produit un type mortel de dysenterie aiguë. Aucun autre animal n'est aussi sensible à l'infection. Nous avons donc pensé qu'il y avait peut-être, dans le gros intestin du chat, quelque substance favorable à la vie et à la multiplication de l'amibe dysentérique. Puisque celle-ci prolifère si bien *in vivo*, il n'est pas illogique de penser qu'en se rapprochant des mêmes conditions *in vitro*, on pourrait obtenir de meilleures cultures.

Partant de cette idée, nous avons entrepris des expériences en vue de simplifier la préparation du milieu, de telle sorte que la

(1) Traduit de l'anglais par le Dr Maurice Langeron.

culture puisse être faite avec des produits à la portée de tout laboratoire modestement doté et qui ne peut se procurer du sérum de cheval. Nous avons employé le gros intestin du chat sous plusieurs formes :

- a, fragments frais.
- b, fragments chauffés.
- c, infusion fraîche.
- d, extrait chauffé.

En outre, nous avons essayé quelques autres modifications, en vue de rechercher si un ou plusieurs des constituants employés dans le milieu de Dobell peuvent être supprimés sans nuire à la qualité du milieu. Nous avons établi aussi des moyens de contrôle pour nous assurer que l'amibe avec laquelle nous avons expérimenté n'était pas un coprozoaire.

Technique. — Dans toutes nos expériences, nous avons employé, à la place du sérum coagulé, de la gélose nutritive ordinaire (pH 7,6). Cette gélose inclinée était couverte de liquide de Ringer. Ces deux constituants sont restés les mêmes au cours de tous nos essais.

Les résultats que nous avons obtenus avec les milieux suivants sont consignés dans le tableau ci-joint.

O. — Ce milieu a été préparé en ajoutant à la gélose-Ringer un morceau frais de gros intestin, mesurant environ 2×2 cent., avec de l'albumine et de l'amidon, comme pour le milieu de Dobell. Il faut prendre des chats de 5 à 6 mois ; on les tue par le chloroforme, on ouvre l'abdomen et on enlève le gros intestin jusqu'à 3-4 cent. de l'anus. On lave dans le liquide de Ringer et on coupe en petits morceaux.

OO. — Comme pour O, mais en supprimant l'albumine.

OOO. — Comme pour O, mais sans amidon.

I. — A la gélose-Ringer, on ajoute 2 à 3 cm³ d'infusion de gros intestin et de l'amidon. L'infusion est préparée avec 20 gr. de gros intestin coupé en très petits morceaux et 200 gr. environ de liquide de Ringer. On laisse infuser à la glacière pendant 24 heures.

II. — Comme pour I, mais sans amidon.

III. — Gélose-Ringer avec extrait chauffé de gros intestin et amidon. On prépare l'extrait chauffé comme l'infusion, mais on chauffe à 110° pendant 20 minutes, sans laisser infuser plus longtemps. On prend 2 à 3 cm³ de cet extrait.

IV. — Comme pour III, mais sans amidon.

V. — Gélose-Ringer avec un morceau d'intestin chauffé (on prend un morceau qui a servi à faire l'extrait à chaud) et de l'albumine.

VI. — Comme pour V, mais sans albumine.

VII. — Comme pour V, mais avec amidon.

VIII. — Gélose-Ringer avec un morceau d'intestin chauffé et de l'amidon, mais sans albumine.

IX. — Gélose-Ringer avec un morceau d'intestin non chauffé (ayant servi à l'infusion à froid) et avec albumine et amidon.

X. — Comme pour IX, mais sans albumine.

Les numéros suivants ont été établis pour le contrôle :

XI. — Gélose-Ringer seule.

XII. — Gélose-Ringer et albumine.

XIII. — Gélose-Ringer avec albumine et amidon.

Remarques. — Parmi les trois premiers milieux, le 0 donne toujours de bons résultats. Ensemencé avec une quantité variable de matériel (de quelques gouttes à 1 cm³) provenant d'une culture de trois jours sur milieu de Dobell, il donne une riche culture en moins de 48 heures.

Sur ce milieu, toutes les formes qu'on observe sont d'abord végétatives ou prékystiques immobiles, montrant un seul noyau par la coloration au Lugol. Les kystes commencent à apparaître le 3^e jour. Ce sont des corps sphériques, à contour réfringent bien défini ; ils paraissent clairs parce qu'ils ne renferment aucune inclusion ou seulement des corpuscules iodophiles. Ils possèdent quatre noyaux dont la structure est très visible avec l'objectif à immersion. Le nombre de ces kystes augmente jusqu'à un maximum variable, puis reste stationnaire.

Dans les expériences entreprises par Boeck et Drbohlav et confirmées par J.-G. Thomson et Robertson, les kystes n'ont été observés qu'une fois. Plus récemment, Simić a essayé de les obtenir par divers moyens, tels que la chaleur, le froid, les rayons solaires, etc., mais il n'a pu arriver à amener les formes végétatives à s'enkyster dans les tubes de culture.

Nous croyons que notre milieu peut produire, à un certain moment, des kystes aux dépens des formes prékystiques. Ces dernières sont des corps arrondis, sans paroi définie et renfermant une grande vacuole iodophile. Le Lugol n'y fait apparaître qu'un seul noyau. On les trouve en grand nombre dans les vieilles cultures sur milieu de Dobell, mais nous n'avons jamais pu trouver de kystes dans les cultures faites sur ce milieu.

Lorsqu'après le 3^e ou le 4^e jour, nous avons trouvé quelques kystes bien définis; nous pensions qu'avec le vieillissement de la culture, les kystes deviendraient de plus en plus nombreux. Comme nous l'avons dit plus haut, cet espoir ne s'est pas réa-

lisé. Le nombre des kystes augmente jusqu'à un moment où il reste stationnaire. Nous avons pensé ensuite qu'en conservant les cultures suffisamment longtemps pour permettre aux formes végétatives et prékystiques de dégénérer, on obtiendrait seulement des kystes dans les tubes.

Nous avons essayé d'obtenir l'éclosion de ces kystes au moyen de la méthode de Yorke et Adams, destinée à réaliser ce phénomène avec les kystes formés dans les conditions naturelles. Nous pensions arriver ainsi à étudier le cycle complet dans les cultures en tubes. En faisant ces essais, nous avons constaté un phénomène remarquable ; nous avons trouvé qu'une culture, âgée de 4 à 5 jours, qui, le jour précédent, présentait un riche développement avec de nombreuses formes végétatives, quelques prékystes et quelques kystes bien définis, pouvait, en moins de 24 heures, voir disparaître toutes ces formes : végétatives, prékystiques et kystiques. Les repiquages faits à ce moment sur milieu de Dobell donnent un résultat négatif.

Nous avons observé chaque fois ce phénomène et nous pensons que c'est une démonstration *in vitro* de ce qui se passe probablement dans l'intestin des chats. S'ils ne meurent pas d'une infection aiguë, on sait qu'ils guérissent complètement, c'est-à-dire qu'ils ne deviennent jamais des porteurs de kystes comme c'est le cas pour l'homme. La détermination du ou des facteurs qui amènent cette destruction soudaine est un problème à la solution duquel nous travaillons ; les résultats en seront publiés en temps voulu.

Avec le milieu 000, les résultats n'ont été ni constants, ni satisfaisants. Les cultures sont toujours très pauvres. Cela montre que l'addition à la fois d'albumine et d'amidon enrichit le milieu de culture. L'amidon est un bon aliment pour les amibes, mais il fermente facilement sous l'action des micro-organismes, ce qui tend à acidifier fâcheusement le milieu. L'albumine joue probablement plutôt le rôle de tampon que celui d'aliment.

Pour les autres modifications qui vont suivre, on peut dire qu'en général le matériel non chauffé est plus favorable que le matériel chauffé.

I et II. — Ces deux milieux sont à base d'extrait d'intestin non chauffé, avec ou sans amidon. Le n° I avec amidon donne de meilleurs résultats que le n° II qui n'en renferme pas. De tous les milieux préparés à base d'extrait d'intestin, c'est le n° I qui donne les meilleurs résultats, probablement meilleurs qu'avec le milieu de Dobell.

III et IV. — Ces milieux renferment de l'extrait d'intestin à chaud avec ou sans amidon. Le résultat est généralement pauvre.

V, VI, VII, VIII. — Ces milieux sont additionnés d'un morceau d'intestin chauffé. Toutes les combinaisons possibles ont été essayées, dans la pensée que si l'une d'elles donnait une bonne culture, nous aurions trouvé le remède à la difficulté de nous procurer du sérum de cheval. V et VI n'ont pas donné de bons résultats. VIII, qui renferme de l'amidon, en a donné de meilleurs, mais VII, qui contient à la fois de l'albumine et de l'amidon, a donné les résultats les plus satisfaisants. A notre point de vue, ce milieu a résolu la difficulté et nous a donné de riches cultures.

IX et X. — Milieux additionnés d'un morceau d'intestin non chauffé. Le n° IX, avec albumine et amidon, donne des cultures plus riches que le n° X. Pour la préparation de ces milieux à l'intestin non chauffé, une glacière est indispensable. Cette nécessité les rend moins universellement applicables bien qu'ils soient meilleurs que les précédents.

XI, XII, XIII. — Milieux de contrôle qui ont toujours donné des résultats négatifs.

RÉSUMÉ

1. — Des milieux à base d'intestin de chat ont été employés avec succès pour la culture de l'*Entamoeba dysenteriae*.

2. — Le milieu n° 0, qui contient un morceau frais de gros intestin de chat, a donné des cultures très riches et, plus tard, a produit des kystes.

3. — Le milieu n° VII, qui contient un morceau d'intestin chauffé, a été trouvé très utile pour cultiver les amibes dysentériques dans les endroits où on ne peut se procurer du sérum de cheval.

4. — L'albumine et l'amidon paraissent améliorer les milieux.

5. — Dans le milieu n° 0, on a toujours observé des kystes et on a noté leur disparition subite après le troisième ou le quatrième jour.

Seth Gordhandas Sunderdas Medical College, Parel, Bombay (Inde).

RECHERCHES EXPERIMENTALES SUR LES *TRICHOPHYTON* ANIMAUX A CULTURES FAVIFORMES

Par E.-A.-R.-F. BAUDET

HISTORIQUE

Dans son livre sur *Les Teignes* (1910), Sabouraud termine son exposé sur les *Trichophyton* faviformes (p. 652) en disant : « Il n'y a guère de doutes cependant que, sur un milieu nutritif approprié à leurs besoins, ces dermatophytes, comme les autres, nous fourniraient des spores latéralement portées sur des hyphes fertiles. On peut supposer même que la recherche de ce milieu ne demanderait qu'un peu de temps et de patience. »

Bien des années sont passées avant qu'on ait repris l'étude de ce sujet. Les résultats obtenus par Langeron et Milochevitch, en 1930, ont été encourageants. Sur les milieux naturels dont ils ont proposé l'emploi, ces auteurs ont réussi à démontrer, dans une souche de *Trichophyton album* provenant d'un veau, un mycelium à articles en raquette et des vrilles. Les milieux employés contenaient de la dextrine jaune et de l'amidon ; sur crottin de cheval, cette souche avait produit une fois un fuseau jeune accompagné de quelques vrilles et sur grains de blé ces auteurs ont observé quelques rares aleuries. Pour une culture faviforme, c'était déjà beaucoup, puisque, jusqu'à ce moment, on n'avait encore pu démontrer aucune fructification.

Encouragé par ces résultats, Catanei (1930) a ensemencé un *Trichophyton* faviforme d'un veau sur grains de blé et il a obtenu, outre des chlamydospores intercalaires et pédiculées, des arthrospores en chaînette et aussi des hyphes sporifères, simples et parfois disposées en bouquets. Ce qui est encore plus intéressant, c'est qu'il a pu démontrer, dans une culture d'*Achorion schönleini* sur grains de blé, la formation d'aleuries. Ce phénomène avait déjà été observé par Sabouraud et Negroni (1929), dans une vieille culture de ce champignon sur milieu au miel d'abeilles, où ils ont observé des aleuries et des rudiments de fuseaux.

En 1932, nous avons fait l'étude de quatre souches faviformes provenant de bovidés et nous avons remarqué que le milieu le plus

favorable pour obtenir des fructifications était les grains d'orge. Sur ce milieu, nous avons pu démontrer des grappes composées, le type *Acladium* et une fois des fuseaux (1).

C'est en 1929 que Catanei a attiré l'attention sur l'influence des microbes et des produits microbiens ou sanguins sur le développement d'*Achorion schönleini* et de quelques *Trichophyton*. Cet auteur a constaté que la plupart des colonies d'*Achorion*, souillées par des staphylocoques, se développaient plus vite et atteignaient des dimensions plus grandes que les colonies pures. Ce phénomène lui a donné l'idée de faire des cultures mixtes d'*Achorion* et de staphylocoque, en ensemençant les deux germes simultanément et en déposant les champignons sur la culture du staphylocoque.

Catanei a essayé ensuite des variantes de cette expérience : ensemencement de l'*Achorion* dans les intervalles de colonies de staphylocoques de 3 millimètres de diamètre, tuées préalablement ; addition à une gélose simple (eau 900, gélose 14, sel marin 6) de dix gouttes d'une culture de staphylocoque en bouillon à 37° C., âgée de trois jours et tuée ; influence d'un filtrat de culture de staphylocoque et d'un extrait d'une culture de staphylocoque sur le développement de l'*Achorion* : il ajoutait ce filtrat ou cet extrait en petite quantité au milieu de culture. Mentionnons encore que Catanei a étudié ensuite l'influence d'un blastosporé, celle de l'extrait globulaire d'Agulhon et Legroux et celle d'autres espèces de bactéries (*proteus* et *subtilis*) en cultures mixtes, sur le développement de l'*Achorion*.

Voici l'essentiel des résultats obtenus par cet auteur. Le développement d'un bon nombre de colonies d'*Achorion* était favorisé par les bactéries et le plus souvent par le staphylocoque. Dans les cultures mixtes d'*Achorion* et de staphylocoque, lorsque les deux germes sont ensemencés simultanément, le développement du champignon est plus abondant que dans les cultures pures. Cette action favorisante cesse de se manifester au bout de quelques semaines, si l'extension de la culture microbienne n'est pas modérée. Cette action n'est pas spéciale au staphylocoque, il y a d'autres bactéries, cocci ou bacilles, qui possèdent la même action.

L'action favorisante est diminuée dans le cas où la souillure est abondante et où la température de culture est élevée. L'auteur a observé que la longévité des cultures mixtes est parfois moindre que celle des cultures pures, surtout lorsque les colonies d'*Achorion*

(1) Le travail de Catanei, publié en 1930, n'est parvenu à notre connaissance qu'après la rédaction de notre note, c'est pourquoi nous ne l'avons pas mentionné dans notre bibliographie.

sont envahies par la culture bactérienne. Sur milieux très pauvres, la croissance de l'*Achorion* n'est pas favorisée par le voisinage des cultures bactériennes ; sur un milieu lui convenant bien, l'*Achorion* bénéficie de la bactérie, mais seulement pendant les premières semaines.

En ce qui concerne les *Trichophyton*, Catanei a observé que ces champignons ne végètent pas dans les cultures souillées si leur croissance est lente (type *T. violaceum*), tandis que, dans le cas où leur développement est facile sur milieux artificiels (par exemple *T. acuminatum*), ce développement est seulement ralenti lorsque la culture bactérienne est favorisée par une température convenable. Le microbe reste sans action sur ces espèces si la culture est faite à une température qui lui est peu favorable ; il en est de même pour les *Trichophyton* à culture rapide (type *T. radiolatum*). Catanei a encore pu constater que la croissance de l'*Achorion* sur milieux artificiels est favorisée par l'addition d'une petite quantité de culture de staphylocoque en bouillon, tuée par la chaleur, et par un filtrat ou par un extrait d'une culture de staphylocoque.

Nous connaissons, grâce au travail de A. L. Sergent (1928), les facteurs favorisant la croissance des microbes. L'un d'eux, l'extrait globulaire d'Agulhon et Legroux, a été appliqué par Catanei à l'*Achorion schönleini*. En ajoutant 40 gouttes de cet extrait à un milieu gélosé très pauvre, il a pu constater une action favorisante sur le développement du champignon du favus.

Fabiani (1932) a étudié les conditions de croissance de l'*Achorion* en vaccinant le milieu de culture contre le staphylocoque et aussi en ajoutant de l'antivirus staphylococcique. Le résultat de ces recherches a été que le milieu vacciné empêche nettement la croissance du champignon, tandis que l'addition d'antivirus la favorise.

Parmi ces travaux, ce qui nous a le plus frappé, ce sont les recherches de Catanei sur l'action favorisante des staphylocoques sur le développement de l'*Achorion*.

RECHERCHES PERSONNELLES

I. Cultures de *Trichophyton faviformes* sur milieux à base de staphylocoques

Origine de nos souches. — Dans 5 cas, nous avons pu isoler des cultures faviformes d'origine animale, à savoir de 3 vaches, d'un cheval et d'une chèvre. La chèvre était un animal d'expérience qui se trouvait à l'Institut des maladies parasitaires et infectieuses de la Faculté vétérinaire de l'Université d'Utrecht, tandis que le maté-

riel des autres cas m'a été aimablement remis par le Dr A. Beyers, de la section des maladies internes de cette même faculté.

Description des cas. — *Vaches n^{os} 5, 6 et 7.* — Lésions croûteuses sur diverses parties du corps. Les croûtes étaient humides à la face intérieure et, surtout chez la vache 7, on a pu observer, en grande quantité, les poils atteints. Ces poils étaient couverts sur une assez grande longueur d'une gaine blanche plus ou moins poudreuse (pl. XXIV, fig. 1, 2 et 4).

Chèvre. — Chez la chèvre, la lésion était localisée autour de



FIG. 1. — *Trichophyton faviforme* du cheval. Aspect microscopique d'une culture de deux semaines sur milieu à base de staphylocoque humain ; a, chlamydospores. Après trois semaines, cette culture a produit une quantité d'aleuries, comme le montre la fig. 2 (pl. XXVIII).

l'œil gauche, où on pouvait observer une masse croûteuse et sèche, assez difficile à prélever (pl. XXIV, fig. 3).

Cheval. — Chez le cheval, l'affection se manifestait surtout sur le garrot. C'étaient des lésions sèches, peu croûteuses, mais où les poils étaient collés et formaient de petites touffes.

Dans presque tous les cas on trouvait facilement les poils parasités, parce qu'ils étaient très nombreux. Toutefois, chez la chèvre, les poils infectés étaient assez difficiles à voir, d'abord parce qu'ils étaient blancs et aussi parce qu'ils étaient moins nombreux.

Aspect microscopique des poils parasités. — Les poils parasités ont été examinés dans le chloral-lactophénol. Chez tous les animaux mentionnés plus haut, il s'agissait d'un *Trichophyton* mégasporé *endo-extothrix* (pl. XXV, fig. 2). Chez la chèvre, nous avons rencontré beaucoup de poils qui contenaient seulement des fila-

ments mycéliens intrapilaires (pl. XXV, fig. 1), mais en même temps, on pouvait observer en quantité des poils qui étaient entourés d'une gaine de spores en chaînettes. Dans plusieurs poils du cheval, nous avons pu constater des filaments remplis d'air (pl. XXVI, fig. 4).

Dans tous les cas, les spores qui entouraient les poils parasités avaient des dimensions qui correspondaient à celles des trichophyties mégasporées. Ces dimensions variaient de 3-4 μ pour les plus petites et de 6,5 à 7 ou 8 μ pour les plus grandes.

Aspect macroscopique des cultures. — Avant d'ensemencer sur gélose de Sabouraud, nous avons fait passer les poils parasités par l'alcool à 95°. Le développement des cultures était très lent, comme celui des cultures faviformes. Au début, la petite colonie était tout à fait glabre, mais au bout de quelque temps, surtout à l'étuve de 25°, on voyait la colonie se couvrir d'un duvet blanc très court et à peine visible.

L'aspect microscopique était bien celui des cultures faviformes. (pl. XXVII, fig. 2 ; pl. XXIX, fig. 1 et 2 ; pl. XXX, fig. 1 et 2 et fig. 1, 2 et 3 dans le texte). L'aspect de toutes ces cultures (vache 5, 6, 7, cheval, chèvre), avait une telle ressemblance que nous les avons considérées comme identiques.

Nous avons comparé nos souches avec les cultures de *T. album* de la collection Sabouraud du Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Paris. Sur milieu d'épreuve glycosé, les colonies de cette souche sont tout à fait glabres, comme une culture d'*Achorion schönleini*. Au début, les colonies de nos souches avaient à peu près le même aspect que celles du *T. album*, mais au bout de quelque temps, surtout à l'étuve à 25°, elles en différaient généralement par l'apparition du court duvet blanc que nous avons mentionné plus haut.

Dans son livre sur *les Teignes* (p. 416), Sabouraud indique que, sur milieu glycosé, *T. album* et *Achorion schönleini* se différencient absolument l'un de l'autre, le premier formant trois zones distinctes : un centre faviforme, une auréole poudreuse blanche et une auréole incolore de rayons immergés. Ces caractères ne sont pas constants et nous avons été obligé de constater que, sur le même milieu, les caractères macroscopiques du *T. album* peuvent varier. C'est surtout dans les cultures secondaires que ces variations pourront être observées. Il en est de même pour le *T. discoïdes*, avec lequel nous avons comparé nos souches. La culture de la collection Sabouraud, sur gélose glycosée, tantôt se développe comme un disque plus ou moins bombé, tantôt la colonie est plus étendue et se couvre d'un court duvet bien distinct.

L'aspect de nos cultures correspondait, d'un côté, à celui du *T. album* (surtout au début) et de l'autre côté à celui du *T. discoïdes* (forme non discoïde de la collection Sabouraud du Laboratoire de parasitologie). C'est pour cette raison qu'à ce moment nous ne voulons pas encore déterminer la place de nos souches parmi les champignons faviformes décrits par Sabouraud.

Mentionnons tout de suite que, dans nos cultures, même quand

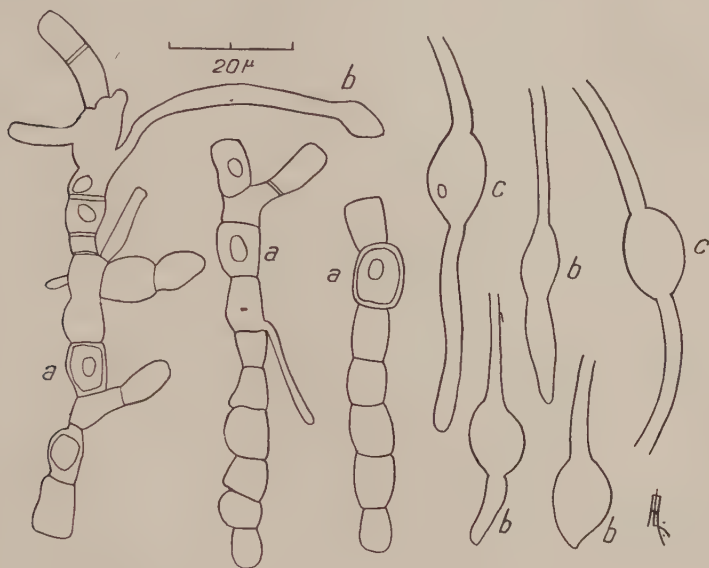


FIG. 2. — *Trichophyton* faviforme, vache n° 6. Aspect microscopique d'une culture de trois semaines sur milieu à base de staphylocoque humain. Aspect faviforme avec chaînes de grosses chlamydospores (a) dont quelques-unes renferment une goutte de lipides. Renflements terminaux (b) et intercalaires (c). Les filaments aériens de cette culture portaient une grande quantité d'aleuries.

elles étaient couvertes d'un court duvet, le caractère faviforme microscopique a été conservé jusqu'ici sur les milieux originaux de Sabouraud.

Milieux de culture. — Nos recherches et nos photographies ont été effectuées d'abord à l'Institut des maladies parasitaires et infectieuses de la Faculté vétérinaire de l'Université d'Utrecht et nous les avons continuées dans la Section de mycologie du Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine à Paris.

Nos premiers essais ont été effectués en cultivant nos souches de faviformes sur grains d'orge. Les résultats obtenus ont été encoura-

geants puisque, ainsi que nous l'avons dit plus haut, nous avons vu apparaître des grappes d'aleuries et d'autres organes. Mais les cultures sur grains de céréales sont toujours très maigres et difficiles à étudier. Nous avons donc essayé de trouver un milieu gélosé sur lequel les faviformes puissent se développer abondamment en formant des organes caractéristiques. Les résultats obtenus par Catanei avec l'*Achorion schönleini*, sur milieux contenant des cultures bactériennes ou des produits bactériens, nous ont donné l'idée d'appliquer cette méthode à nos souches. Nous avons donc préparé des milieux gélosés à base de produits bactériens, mais nous avons suivi pour leur préparation une méthode différente de celle qui a été employée par Catanei. Nous avons essayé aussi une série d'autres milieux naturels ou artificiels. L'exposé de la préparation de ces milieux et des résultats qu'ils ont fournis pour l'étude des faviformes font l'objet de ce mémoire.

MILIEUX A BASE DE STAPHYLOCOQUES

1. Préparation. — La préparation de ce milieu est très simple. Onensemence, dans du bouillon ordinaire pour bactériologie, une souche de staphylocoque et on laisse à l'étuve à 37° pendant environ dix jours ; on ajoute ensuite 20 grammes de gélose par litre et on stérilise à l'autoclave. On fait monter la température lentement jusqu'à 120° (avec une couronne) et on éteint, on est alors sûr que les staphylocoques sont tués. Sans filtrer, on répartit en tubes, on stérilise de nouveau jusqu'à 120° en montant lentement et on laisse refroidir les tubes en les inclinant. Ce milieu contient donc tous les produits de la culture des staphylocoques ensemencés dans le bouillon.

Nous nous sommes servi de plusieurs souches de staphylocoques :

- a. Souche H, d'origine humaine (abcès).
- b. Souche C, provenant d'un abcès sous-cutané d'un cheval.
- c. Souche V. I, provenant d'une mastite d'une vache.
- d. Souche V. II, provenant d'une lésion pulmonaire d'une vache.

Les souches C., V. I, et V. II nous ont été aimablement remises par MM. le vétérinaire commandant Lebasque, de Paris, Lourens, directeur de l'Institut séro-thérapique de Rotterdam et Rinjard de l'Institut de recherches d'Alfort.

2. Résultats obtenus. — Après avoir ensemencé nos souches sur ce milieu, nous avons constaté non seulement que le développement

était plus abondant, mais aussi que les colonies étaient devenues très duveteuses. Toutefois, les particularités de ce développement différaient suivant la nature et l'origine des souches de staphylocoques.

En outre, pour pouvoir apprécier exactement l'influence de nos divers milieux, nous avons cru nécessaire d'effectuer, en plus des repiquages de cultures primaires obtenues sur milieux d'épreuve classiques, d'autres cultures primaires ensemencées directement sur nos nouveaux milieux.

Le matériel que nous avons apporté d'Utrecht à Paris nous a servi pendant huit mois et même après conservation entre lames, pendant ce laps de temps, nous avons toujours pu obtenir de bonnes cultures.

Le développement sur le milieu à base de staphylocoques était beaucoup plus rapide que sur milieu glycosé de Sabouraud. Les fig. 3 et 4 (pl. XXVII) sont très convaincantes. La fig. 4 représente des cultures de poils parasités de la chèvre sur milieu à base de staphylocoque d'origine humaine et sur gélose glycosée. Toutes deux sont des cultures primaires qui sont restées 18 jours à 25°. Sur gélose glycosée, on peut observer de petites colonies à peu près glabres qui se sont formées autour des fragments de poils ensemencés. Au contraire, sur milieu staphylocoque, il s'est développé, autour des poils, des colonies d'une dimension de 4 à 5 mm., très duveteuses. Ce qui nous frappe surtout dans cette figure, c'est la colonie secondaire qui est apparue entre les colonies primaires et surtout les colonies secondaires qui se trouvent à la base du tube. Ce phénomène n'a pu se produire que par la formation de fructifications et la chute des aleuries.

La fig. 3 (pl. XXVII) nous montre trois cultures âgées d'un mois, celle de gauche (*b*) est une culture de poils de la vache n° 6 sur gélose glycosée ; celle de droite (*c*), sur le même milieu, provient du cheval ; au centre (*a*), on voit une culture de poils de la vache 5 sur milieu à staphylocoques d'origine humaine. Ces trois cultures sont des cultures primaires.

Les deux cultures sur milieu glycosé ne montrent que de petites colonies à peu près glabres autour du fragment de poil ensemencé. Une des colonies de la culture du côté droit nous montre en plus des petits filaments corémiés.

La culture du centre, au contraire, nous fait voir des colonies primaires bien développées et très duveteuses et, de plus, des colonies secondaires formées par suite de la chute d'éléments sporifères.

Nous avons observé cette même différence de développement

pour nos cinq souches faviformes sur milieux à staphylocoque et sur milieu glycosé.

3. Différence de développement sur les divers milieux à staphylocoques. — Nous avons remarqué une grande différence en ce qui concerne le développement sur milieu à staphylocoque d'origine humaine d'une part et, d'autre part, sur les milieux à staphylocoques d'origine animale.

Nous avons préparé le milieu à staphylocoque humain à trois reprises, toujours en suivant la même méthode de préparation. Dans les culturesensemencées sur les tubes provenant de la première et de la seconde préparation, nous avons pu obtenir des colonies bien duveteuses avec un duvet facile à enlever avec le fil, tandis que sur la 3^e série de ce milieu, les colonies étaient bien couvertes d'un duvet blanc et court, mais celui-ci disparaissait au moindre attouchement du fil et, sous ce duvet, se montrait une colonie dure à surface glabre ; comme nous le verrons plus loin, les colonies de ce dernier type ne donnent jamais de fructifications. Nous ignorons la cause qui a pu produire cette différence de développement sur le même milieu. Dans les trois cas, nos souches se sont développées pendant le même temps et à la même température, à l'étuve à 25° ; toutefois, il est possible que le milieu gélosé, préparé avec cette souche de staphylocoques, ne soit pas de composition constante. C'est peut-être ce qui a dû causer un développement différent des mêmes souches. Peut-être qu'en vieillissant, la souche de staphylocoque humain a perdu les caractères favorisant pour le développement de nos *Trichophyton*.

Nous avons bien observé qu'il était préférable de se servir de milieux frais. Dans les milieux conservés à la glacière pendant quelque temps, le liquide de condensation disparaît et le développement de nos souches faviformes n'était pas aussi abondant.

Sur milieux préparés avec les souches de staphylocoques provenant des deux vaches et du cheval (milieu V. I, V. II et C) le développement était toujours moins abondant. Nous n'avons pu suivre les cultures de nos *Trichophyton* faviformes sur ces milieux que pendant un mois. Après ce temps, les colonies étaient toutes couvertes d'un duvet blanc qui disparaissait lorsqu'on le touchait avec le fil, ce qui prouve que ce duvet était court et très fragile.

L'aspect macroscopique des colonies n'était pas toujours identique sur le même milieu. Tantôt il se développait une colonie blanche, bombée, avec un bord bien délimité, tantôt on observait une colonie avec un centre saillant, dont le bord était entouré par une zone immergée. Il faut donc bien accepter que le milieu à staphy-

locoques ne sera jamais constant puisque nous n'avons pas seulement observé ces phénomènes dans le milieu à staphylocoque humain mais des phénomènes semblables dans les milieux préparés avec des staphylocoques d'origine animale.

Un fait curieux, que nous devons mentionner encore, c'est qu'une fois la culture primaire des poils de la vache n° 5 nous a donné,

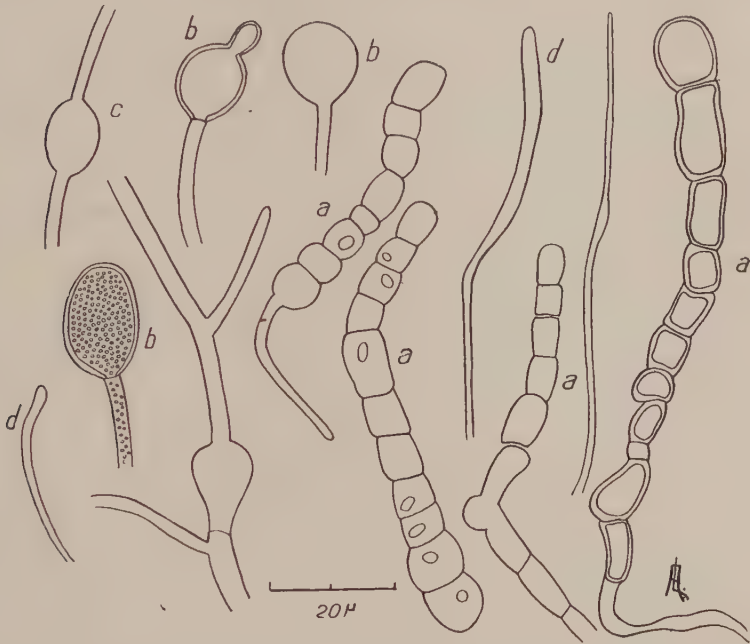


FIG. 3. — *Trichophyton faviforme*, vache n° 5. Aspect microscopique d'une culture de 5 semaines sur milieu à base de staphylocoque humain. Aspect faviforme. Chaînes de grosses chlamydospores (a) dont quelques-unes renferment une goutte de lipides. Renflements terminaux (b), intercalaires (c) ; renflements terminaux allongés (chandelières faviques) (d). Au bout de six semaines, cette culture a produit des aleuries.

sur milieu à staphylocoque humain, une colonie rayonnée, surélevée, à surface poudreuse et de couleur jaune. Après dix semaines, la partie surélevée avait une dimension d'environ 12 mm., et autour de cette partie on observait encore une zone immergée d'une largeur de 3 mm. Toutes les autres cultures de ce champignon, aussi bien sur milieu à staphylocoque humain que sur ceux préparés avec les autres souches de staphylocoques, nous ont toujours donné une colonie duveteuse et de couleur blanche.

4. Aspect microscopique sur milieux à staphylocoque d'origine humaine. — Tandis que, sur milieu glycosé, nos souches conservaient leurs caractères microscopiques de champignons faviformes, nous avons vu se produire un appareil sporifère dans nos cinq souches sur le milieu à staphylocoque humain. Au début, nous avons observé des filaments bien développés, qui n'avaient pas l'aspect des formes de souffrance telles qu'elles se présentent dans les cultures témoins sur gélose glycosée. Bientôt, nous avons vu apparaître des chaînes de grosses chlamydospores, que l'on nommait jusqu'ici arthrospores, mais que nous ne considérons plus comme telles. Pour le reste, ces cultures avaient encore l'aspect microscopique des cultures faviformes (fig. 1, pl. XXVI et 1, pl. XXVIII ; fig. 1, 2, 3, dans le texte).

Après 10 jours, ou plus tard, nous avons vu se produire un appareil sporifère tout à fait net. Parmi les chaînes de chlamydospores, on voyait des filaments portant des aleuries, comme nous le montre la fig. 1, pl. XXVIII. Quelquefois, on trouvait, outre cet appareil sporifère, des filaments qui portaient des renflements terminaux vides et en même temps de grosses chlamydospores, remplies de protoplasme (fig. 2, pl. XXVIII).

5. Aspect microscopique sur milieux à staphylocoques d'origine animale. — Nous avons ensemencé nos souches faviformes sur des milieux préparés avec des souches de staphylocoques provenant de deux vaches et d'un cheval et nous avons observé ces cultures pendant un mois. Bien que les colonies n'aient pas l'aspect faviforme, puisqu'elles ne contenaient que des filaments bien développés et aussi, dans plusieurs cas, de grosses chlamydospores en chaîne, nous n'avons jamais pu démontrer des fructifications. Nous avons vu que, déjà après quinze jours et dans quelques cas déjà après sept jours, les mêmes *Trichophyton* avaient produit un appareil sporifère sur le milieu à staphylocoque humain. Les milieux à staphylocoques d'origine animale ont donc exercé une action favorisante sur le développement des *Trichophyton* faviformes, en ce qui concerne la dimension de la colonie et la production d'un duvet, mais cette action n'a pas été suffisante pour faire apparaître des fructifications.

6. Cultures sur lames. — Nous avons appliqué l'excellente méthode de culture sur lame, décrite par Rivalier et Seydel dans ces *Annales*. Nous renvoyons le lecteur à ce mémoire pour les détails techniques. Il était à prévoir que les résultats de cette méthode seraient moins nets avec des champignons faviformes. Cependant,

nous avons réussi à obtenir des fructifications dans des cultures sur lames préparées avec le milieu à staphylocoque humain, non seulement sur les repiquages, mais aussi une fois dans une culture primaire. Nous avons observé que les cultures ne réussissaient pas lorsque les lames étaient trempées une seule fois dans le milieu de culture liquide ; nous avons dû répéter cette opération deux ou trois fois pour obtenir une couche assez épaisse, nécessaire au développement de ces cultures.

En tout, nous avonsensemencé 60 lames avec des cultures et des poils du cheval et des vaches n° 5, 6 et 7. Trois lames sur neuf nous ont donné des cultures positives avec des poils de cheval et 18 lames ensemencées avec la culture de la vache n° 7 ont toutes donné une culture positive. Les autres cultures sur lame n'ont pas réussi ; nous n'avons donc obtenu un résultat positif que dans 21 cas sur 60 et les cultures primaires n'ont réussi (3 sur 9) que pour les poils du cheval.

Les cultures témoins, sur lames trempées dans la gélose glycosée, sont presque toujours restées stériles ou n'ont montré qu'un développement médiocre. Aucun des poils ensemencés sur ce dernier milieu ne nous a donné un développement visible.

Les fig. 1, pl. XXVII et 3, pl. XXVIII nous montrent une culture du *Trichophyton faviforme* de la vache 7 sur milieu à staphylocoque humain, tandis que la fig. 2 (pl. XXVI) représente la même souche sur gélose glycosée. Les trois cultures sont âgées de 8 jours. Sur le milieu à staphylocoque humain, on observe un appareil sporifère très abondant, tandis que la culture sur lame de gélose glycosée ne nous montre qu'une culture pauvre avec un aspect tout à fait faviforme (filaments avec renflements terminaux, etc.).

Les hyphes sporifères se trouvent surtout au centre des colonies sur lames : ce sont des hyphes aériennes. Donc, pendant les opérations de dessiccation et de collodionage, on court le risque de voir ces hyphes sporifères rabattues et couchées sur la lame. Après coloration, la partie centrale de la colonie, dont on a déjà dû enlever le centre saillant pour éviter une préparation trop épaisse, n'est plus assez transparente pour laisser voir les détails et surtout les hyphes sporifères. C'est pour cette raison qu'on réussit souvent mieux à démontrer l'appareil sporifère en prélevant un peu du centre de la colonie avant de la sécher.

Dans les fig. 1, pl. XXVII et 3, pl. XXVIII, on voit des préparations faites suivant cette méthode ; elles nous montrent nettement les hyphes portant des ramifications en croix et des aleuries en quantité.

En ce qui concerne la culture primaire sur lame, nous avons réussi seulement avec les poils du cheval. Nous avons pu obtenir des cultures primaires sur trois lames. La fig. 3 (pl. XXVI) représente un fragment de poil sur milieu à staphylocoque humain. A ce faible grossissement, on observe le poil encore entouré de sa gaine sporifère. De plus, on voit des hyphes simples et une grande quantité de filaments corémiés qui rayonnent à la périphérie sous la forme de rubans. Dans un prélèvement effectué sur une telle colonie, nous avons pu démontrer des hyphes portant une grande quantité d'aleuries.

En résumé, avec les divers milieux à staphylocoques, nous avons pu démontrer que cinq souches de *Trichophyton faviformes* d'origine animale ont produit des fructifications sur milieu à staphylocoque d'origine humaine, tandis que sur milieux à staphylocoques d'origine animale ces fructifications ne se sont pas développées pendant un mois d'observation. De plus, nous avons réussi, dans quelques cas, à démontrer un appareil sporifère chez ces mêmes faviformes cultivés sur lame sur milieu à staphylocoque humain.

II. Cultures d'*Achorion schönleini* sur les divers milieux à staphylocoques

Les résultats obtenus par Catanei avec l'*Achorion schönleini* nous ont amené à ensemercer, sur nos milieux à staphylocoques, deux souches d'*Achorion* qui se trouvaient dans la collection du Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Paris. C'étaient les souches n° 477 et 478. La première était l'*Achorion schönleini* de Payenneville, souche chez laquelle Sabouraud et Negroni avaient observé des aleuries et des rudiments de fuseaux sur milieu au miel d'abeille, dans une culture âgée de 7 mois. De plus, nous avons fait des cultures primaires sur les milieux à staphylocoques avec du matériel d'un enfant favique de l'Hôpital Saint-Louis.

1. Aspect macroscopique des cultures secondaires. —
A. *Milieu à staphylocoque humain.* — Après un séjour de six semaines à l'étuve à 24-25° : Souche 477 : colonies à l'aspect d'*Achorion*, cependant nous avons observé un petit duvet court à la surface. Le développement n'était pas aussi abondant que sur les cultures témoins du même âge sur gélose glycosée. Celles-là se sont au contraire très bien développées, recouvrant toute la surface du milieu, mais elles sont restées tout à fait glabres (fig. 8 et 9,

pl. XXIV) ; *Souche 478* : l'aspect ne diffère pas beaucoup de celui des colonies sur gélose glycosée. Les colonies sont seulement beaucoup moins développées que sur ce dernier milieu. Parmi les plus des colonies partiellement couvertes d'un duvet très court et peu visible, on rencontre quelques endroits où il y a un duvet blanc et court, mais bien visible à l'œil nu.

B. Milieux à staphylocoques d'origine animale. — Sur milieux à staphylocoques d'origine animale, les souches 477 et 478 se sont développées à peu près de la même façon que sur le milieu à staphylocoque humain. Un petit duvet se montrait çà et là parmi les parties glabres des colonies. L'abondance du développement, comme sur le milieu à staphylocoque humain, était moins grande que sur gélose glycosée. Cependant les cultures sur ce dernier milieu sont, jusqu'à ce moment, restées tout à fait glabres.

2. Aspect macroscopique des cultures primaires. — Le développement de la culture primaire du favus de l'enfant sur milieu à staphylocoque humain était médiocre, mais moins que sur le milieu glycosé de Sabouraud où les colonies étaient très petites, avec un diamètre de 1-2 mm., et présentaient à la surface un petit centre saillant et une zone de quelques millimètres qui s'était développée en profondeur. Sur le milieu à staphylocoque humain, les colonies étaient restées plus superficielles avec un petit centre saillant.

Sur milieux à staphylocoques d'origine animale (V. 1, V. 2 et C.), le développement était beaucoup plus abondant. Les colonies, qui montraient d'ailleurs l'aspect de l'*Achorion* banal, avaient une dimension de 5-8 mm. Sur quelques-unes, nous avons observé une poudre blanche bien visible. Cela n'est pas surprenant puisque, dans les cultures primaires de l'*Achorion* sur milieu glycosé, cette couche poudreuse est bien connue.

La seule chose qui mérite d'être mentionnée, c'est que les cultures primaires de l'*Achorion* se sont développées beaucoup plus vite sur milieux à staphylocoques d'origine animale que sur le milieu à staphylocoque humain ou sur milieu glycosé (fig. 5, 6, 7, pl. XXIV). Une fois habituées à ce dernier milieu, les cultures de ce champignon se développaient mieux et plus abondamment sur gélose glycosée que sur les milieux à staphylocoques.

3. Aspect microscopique du duvet blanc des cultures d'Achorion sur milieux à staphylocoques. — Ce duvet était formé par des filaments qui n'avaient pas l'aspect de souffrance. Nous n'avons pas vu de fructifications. En comparaison avec l'aspect microscopique d'une culture sur milieu glycosé, on pouvait constater que

les milieux à staphylocoques sur lesquels ce petit duvet court s'était produit étaient plus favorables pour le développement de l'*Acho-*
rien en ce qui concerne l'aspect normal des filaments.

III. Cultures de *Trichophyton violaceum* sur milieux à staphylocoques

L'aspect macroscopique du *Trichophyton violaceum* sur les milieux à staphylocoques était semblable à celui de cette souche sur gélose glycosée. Aucun duvet ne s'est produit, aussi ces cultures sont restées sans fructifications. La couleur de la colonie était violette, mais un peu moins foncée que sur gélose glycosée.

IV. Milieux à l'acide oléique

Le *Pityrosporon* de Macleod et Dowling ne se développe pas en bouillon ordinaire, mais bien en bouillon glycosé à 1 p. 100 auquel on a ajouté 1 p. 100 d'acide oléique. Il semble que l'acide oléique produise une action favorisante sur le développement de ce champignon ; nous avons cru intéressant de rechercher si cette action favorisante se manifestait aussi pour nos souches faviformes. Nous avons donc préparé un milieu solide, contenant du bouillon, 1 p. 100 de glycose, 1 p. 100 d'acide oléique et 2 p. 100 de gélose, et, de plus, nous avons préparé un milieu de même composition auquel nous avons encore ajouté une trace d'urée (0,001 p. 100).

Il était à prévoir que l'acide oléique, qui est un liquide huileux, ne se mélangerait pas très bien avec la gélose. Nous avons stérilisé en montant lentement l'autoclave à 120°, réparti en tubes sans filtration et stérilisé les tubes jusqu'à 120°. Après refroidissement, la surface des tubes inclinés était couverte de très petites gouttes d'acide oléique.

Nous avons ensemencé sur ce milieu, d'une part nos souches faviformes, d'autre part des fragments de poils parasités. Nous avons pu observer que le développement des cultures primaires et des repiquages était plus rapide et plus abondant que sur le milieu glycosé de Sabouraud.

Dans un cas seulement, nous avons pu obtenir des fructifications, aussi bien sur le milieu à l'acide oléique que sur celui auquel nous avons ajouté une petite quantité d'urée. La souche faviforme de la chèvre a produit sur ces milieux, après deux mois, quelques chaînes de chlamydospores, mais surtout une quantité énorme d'aleuries en grappes. Le duvet de ces colonies était blanc, mais très court.

Les colonies des autres souches faviformes sur ces milieux montraient bien un développement plus abondant que sur gélose glycosée, mais le duvet était souvent très peu visible et disparaissait immédiatement au contact du fil. Les colonies étaient très adhérentes au milieu et difficiles à prélever.

Bien que nous ayons réussi dans un seul cas à obtenir des fructifications chez un *Trichophyton* faviforme sur ces milieux, il paraît bien qu'ils ne sont pas favorables à la culture des faviformes, à cause du développement inconstant des colonies et de l'insolubilité de l'acide oléique. Une souche de *Microsporum fulvum*, ensemencée sur ces milieux, a produit une quantité de fuseaux, tandis qu'une souche de *Ctenomyces mentagrophytes*, dans les mêmes conditions, nous a montré beaucoup d'aleuries. Cela prouve que l'acide oléique n'était en tout cas pas défavorable au développement de ces dermatophytes.

V. Cultures sur pomme de terre

Nous avons ensemencé sur pomme de terre simple de petits fragments de poils des vaches 5, 6 et 7 et du cheval.

Dans tous ces cas, les cultures ont réussi ; nous mentionnerons le résultat après six semaines :

Vache 5 : Colonies duveteuses, de couleur blanche, d'un diamètre de 6-8 mm. environ. La périphérie de la colonie, qui ne dépasse pas la surface de la pomme de terre, est légèrement colorée en jaune.

Aspect microscopique : Un grand nombre des filaments portent des aleuries, les appareils sporifères sont du type *Acladium* ou des grappes composées.

Vache 6 : La culture montre un léger duvet clairsemé et blanc.

Aspect microscopique : Filaments bien développés, dont plusieurs portent des aleuries plus ou moins allongées. La forme des aleuries dépend souvent de leur âge, puisque, dans une même culture, nous avons souvent observé des formes jeunes allongées et des formes plus grandes arrondies.

Vache 7 : Colonies d'une couleur blanc-jaunâtre, très duveteuses, d'un diamètre de 7-8 mm.

Aspect microscopique : Filaments bien développés, dont plusieurs sont munis d'aleuries, disposées surtout suivant le type *Acladium*. En même temps on observe des ramifications en croix.

Cheval : Colonies moins duveteuses, peut-être à cause de l'humidité du milieu. Couleur blanc-jaunâtre.

Aspect microscopique : Quelques filaments seulement portent des aleuries. Nous sommes convaincu que cette culture, une fois plus développée, produira des aleuries en abondance, comme les repiquages des autres cultures du cheval l'ont démontré plus tard. Sur gélose glycosée de Sabouraud, toutes ces souches ont donné des cultures plus ou moins duveteuses dont l'aspect microscopique était tout à fait celui des cultures faviformes.

Repiquages sur pomme de terre des cultures faviformes
obtenues sur gélose glycosée

Vache 5 : Au lieu d'un duvet blanc, comme nous l'avons observé dans la culture primaire, les repiquages ont donné une culture non duveteuse, d'une couleur jaune, recouvrant la surface de la pomme de terre d'une couche très mince.

Aspect microscopique : Comme les appareils sporifères sont toujours aériens, il va sans dire que dans ces cultures aucune fructification ne s'était produite (quatre cultures ont été observées).

Vache 6 : Duvet blanc, assez abondant, couvrant une grande partie du milieu. La périphérie immédiate des colonies, sur le milieu et dans le milieu, est colorée en jaune.

Aspect microscopique : Un assez grand nombre de filaments portent des aleuries, en même temps on observe de grands éléments, quelquefois groupés, qui ont l'aspect de chlamydo-spores.

Vache 7 : Duvet blanc très abondant, aucune couleur jaune. Comme nous l'avons vu, la culture primaire était d'une couleur blanc-jaunâtre.

Aspect microscopique : Aleuries en quantité. Deux autres repiquages des cultures de cette vache ont donné une culture tout à fait jaune, très adhérente, sans aucun duvet, qui couvrait la surface de la pomme de terre. Au microscope, nous n'avons trouvé aucune fructification.

Cheval : Duvet blanc, sans coloration en jaune. La partie de la pomme de terre, qui se trouve juste à la périphérie de la colonie est seule légèrement colorée en jaune. La culture primaire de cette souche a donné des colonies peu duveteuses d'une couleur blanc-jaunâtre.

Aspect microscopique : Filaments bien développés, plusieurs d'entre eux sont munis d'aleuries.

Résumé : Nous avons ensemencé sur pomme de terre des poils de quatre de nos cinq souches. Dans tous les cas, nous avons obtenu

des cultures primaires dont le développement était très lent, mais qui toutes nous ont fourni des fructifications (aleuries). Il en a été de même avec les repiquages sur pomme de terre de cultures sur gélose glycosée. Dans quelques cas cependant, les cultures n'étaient pas duveteuses et la pomme de terre était couverte d'une couche adhérente et jaune. Dans ces cultures aucune fructification ne s'est produite. La production d'un duvet et du pigment jaune est donc très inconstante sur ce milieu ; pour cette raison, l'apparition d'un pigment ne pourra pas servir à la détermination d'un champignon faviforme.

Cultures primaires sur gélose à l'eau de pomme de terre

Le milieu au glyose étant peu favorable au développement des cultures faviformes, nous avons préparé un milieu ne contenant que de l'eau de pomme de terre gélosée à 2 p. 100. Cette eau de pomme de terre était préparée avec 40 gr. de pulpe par litre au lieu de 20 gr., quantité ordinaire. Nous avons constaté que sur ce milieu le développement était très médiocre et beaucoup moindre que sur gélose glycosée. Après un mois, les colonies primaires de nos souches faviformes ne mesuraient que 2 ou 3 millimètres de diamètre. Elles étaient couvertes d'un léger duvet blanc à peine visible. Au microscope, on trouvait l'aspect de cultures en souffrance, c'est-à-dire des filaments bien développés, mais se terminant en massues et en renflements. Ce milieu ne se prête donc pas à la culture des faviformes.

VI. Cultures primaires sur carotte

Les tranches de carotte ont été préparées de la même manière que les tranches de pommes de terre.

Les cultures primaires des poils infectés des vaches 5 et 7 ont mal réussi sur ce milieu. Les colonies sont restées petites et glabres et ne tendaient pas à produire un duvet. Il était donc inutile de chercher des fructifications dans ces colonies. Pour la culture primaire, le milieu à la carotte n'était donc pas favorable.

Repiquages sur carotte

Nous avons fait des repiquages de nos souches sur carotte en partant des cultures primaires sur gélose glycosée et sur milieu à staphylocoque humain.

Sur le premier milieu, les cultures avaient conservé microscopiquement leur aspect faviforme, tandis que, sur le second, elles étaient devenues très duveteuses et la plupart d'entre elles avaient déjà produit des fructifications, ce qu'on pouvait voir par les colonies secondaires qui s'étaient formées au voisinage des colonies primaires.

Nous avons observé ces cultures pendant six semaines. Le développement de la culture commençait sur le fragment de culture ensemencée et s'étalait ensuite sur la carotte. Nous avons obtenu des cultures duveteuses de quatre souches sur cinq, aussi bien des repiquages du milieu à staphylocoque que du milieu glycosé. C'est seulement la culture de la vache n° 5 qui s'est très mal développée et qui a donné une culture plus ou moins glabre, humide, avec une zone grise superficielle à la périphérie de la colonie. Au microscope, nous n'avons trouvé, dans cette culture, qu'un aspect tout à fait faviforme (renflements terminaux).

Les autres souches : vaches 6 et 7, cheval et chèvre, ont produit un duvet plus ou moins abondant. Très abondant, par exemple, était le duvet de la culture de la vache 6 (fig. 10, pl. XXIV) (repiquage du milieu à staphylocoque humain). Celui de la chèvre était moins abondant. Il va sans dire que cette production du duvet ne serait qu'une question de temps et que, pour toutes ces souches, la carotte était un milieu très favorable.

Dans toutes ces cultures, excepté dans celles de la vache 5, dont les colonies, comme nous l'avons vu, étaient glabres, sans hyphes aériennes, nous avons trouvé au microscope des grappes composées et quelquefois des aleuries.

Quatre sur cinq de nos cultures faviformes (sur gélose glycosée) se sont donc transformées en cultures duveteuses et fertiles en les reportant sur carotte.

RÉSUMÉ

Nous avons isolé cinq souches de *Trichophyton* mégasporés chez trois vaches, un cheval et une chèvre. L'aspect macroscopique et microscopique de ces cinq souches était celui d'une culture faviforme d'origine animale.

Au début de leur développement sur gélose glycosée et surtout dans les cultures primaires, les colonies étaient glabres. Plus tard, dans les repiquages et exposées à une température de 25°, les cultures se couvrent souvent d'un petit duvet court, qui disparaît au

contact du fil. Ces cultures légèrement duveteuses conservent cependant leur caractère faviforme microscopique.

Nous avons obtenu des aleuries sur milieu gélosé à staphylocoques ; ce milieu était préparé avec un bouillon dans lequel nous avons cultivé diverses souches de staphylocoques (d'origine humaine et animale). C'est seulement sur le milieu à staphylocoque humain que les aleuries se sont produites. Deux souches d'*Achorion schönleini* n'ont donné aucune fructificatoïn sur ce milieu.

De plus, nous avons obtenu des colonies duveteuses et des aleuries sur pommes de terre sur carotte et sur gélose à l'acide oléique additionnée ou non d'urée.

En cultivant nos cinq souches faviformes sur des milieux qui leur étaient plus favorables que la gélose glycosée, elles ont produit des aleuries.

Nous croyons que le terme de *Trichophyton* faviforme devra disparaître de la nomenclature pour les faviformes d'origine animale, puisque le caractère faviforme n'est qu'un produit artificiel dû à des milieux défavorables sur lesquels ces champignons ont été cultivés jusqu'ici.

Ce travail a pu être accompli grâce aux généreux subsides de la Fondation Rockefeller. En terminant, je tiens à remercier aussi le Professeur Brumpt de l'hospitalité qu'il a bien voulu m'accorder dans son laboratoire et le Dr Maurice Langeron des précieux conseils qui m'ont été si utiles.

BIBLIOGRAPHIE

- BAUDET (E. A. R. F.). — Les *Trichophyton* à culture faviforme sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides de Langeron et Miloshevitch. *Ann. de Parasit.*, IX, 1931, p. 546-551.
- BENEDEK (T.). — *Cryptococcus malassezi* (*Pityrosporon malassezi* Sabouraud 1895). *Zentralbl. f. Bakt., Orig.*, CXVI, 1930, p. 317-331.
- CATANEI (A.). — Cultures d'*Achorion schönleini* et de *Trichophyton* sur milieux artificiels en présence de microbes et de produits microbiens ou sanguins. *Arch. Inst. Pasteur, Algérie*, VII, 1929, p. 184-201.
- Sur la production d'appareils sporifères par un champignon du groupe des *Trichophyton* à cultures faviformes. *C. R. Soc. biol.*, CV, 1930, p. 503-504.
- FABIANI (G.). — Influence de la vaccination du milieu et de l'addition d'antivirus sur la croissance d'*Achorion schönleini*. *C. R. Soc. biol.*, CIX, 1932, p. 403-404.
- LANGERON (M.) et MILOSHEVITCH (S.). — Morphologie des dermatophytes sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides, essai de classification. *Ann. de parasit.*, VIII, 1930, p. 465-508.

(Suite de la bibliographie, page 541).

EXPLICATION DES PLANCHES

PLANCHE XXIV

- FIG. 1. — *Trichophyton faviforme* : lésion autour de l'œil, vache n° 7.
 FIG. 2. — *Trichophyton faviforme* : lésions du corps, vache n° 7.
 FIG. 3. — *Trichophyton faviforme* : lésion au-dessus de l'œil chez une chèvre.
 FIG. 4. — Surface d'une croûte de la vache n° 7 ; les poils parasités sont rendus bien visibles par la présence d'une gaine blanche ($\times 5$).
 FIG. 5. — *Achorion schönleini*. Culture primaire d'un mois sur milieu à base de staphylocoque humain.
 FIG. 6. — *Achorion schönleini*, culture primaire d'un mois sur milieu d'éprouve glycosé à 4 p. 100.
 FIG. 7. — *Achorion schönleini*, culture primaire d'un mois sur milieu à base de staphylocoque animal (vache 11).
 FIG. 8. — *Achorion schönleini*, souche Payenneville, n° 477, culture de deux mois sur milieu d'éprouve glycosé à 6 p. 100.
 FIG. 9. — *Achorion schönleini*, souche Payenneville, n° 477, culture de deux mois sur milieu à base de staphylocoque animal (cheval).
 FIG. 10. — *Trichophyton faviforme*, vache n° 6, culture d'un mois sur carotte.

PLANCHE XXV

- FIG. 1. — Poil de chèvre : *Trichophyton endo-ectothrix* mégasporé, filaments intrapilaires ($\times 400$).
 FIG. 2. — Poil de cheval : *Trichophyton endo-ectothrix* mégasporé ($\times 300$).

PLANCHE XXVI

- FIG. 1. — *Trichophyton faviforme* du cheval ; culture de 11 jours sur milieu à base de staphylocoque humain (repiquage) ; filaments et chaînes de chlamydospores ($\times 250$).
 FIG. 2. — *Trichophyton faviforme*, vache n° 7 ; culture de huit jours sur lame (gélose glycosée à 4 p. 100, repiquage) ; on n'aperçoit que des renflements terminaux, il n'y a pas d'appareils sporifères ($\times 250$).
 FIG. 3. — *Trichophyton faviforme* du cheval ; culture de sept jours sur lame (milieu à base de staphylocoque humain, culture primaire) ; au centre, le fragment de poil enssemencé dont on voit partir des filaments corémiés. Un prélèvement effectué dans la partie de la culture qui se trouve autour du poil a montré de nombreux appareils sporifères ($\times 60$).
 FIG. 4. — Poil de cheval : *Trichophyton endo-ectothrix* mégasporé, filaments intra-pilaires remplis d'air ($\times 600$).

PLANCHE XXVII

- FIG. 1. — *Trichophyton faviforme*, vache n° 7 ; culture de 14 jours sur lame (milieu à base de staphylocoque humain) (repiquage) ($\times 500$).
 FIG. 2. — *Trichophyton faviforme* du cheval ; culture de quatre jours sur gélose glycosée à 4 p. 100, portion de poil parasité montrant le début de la culture ($\times 150$).
 FIG. 3. — *Trichophyton faviforme*, cultures primaires d'un mois : a, vache n° 5, sur milieu à base de staphylocoque humain ; b, vache n° 6, sur milieu



FIG 1



FIG. 2



FIG. 3



FIG. 4

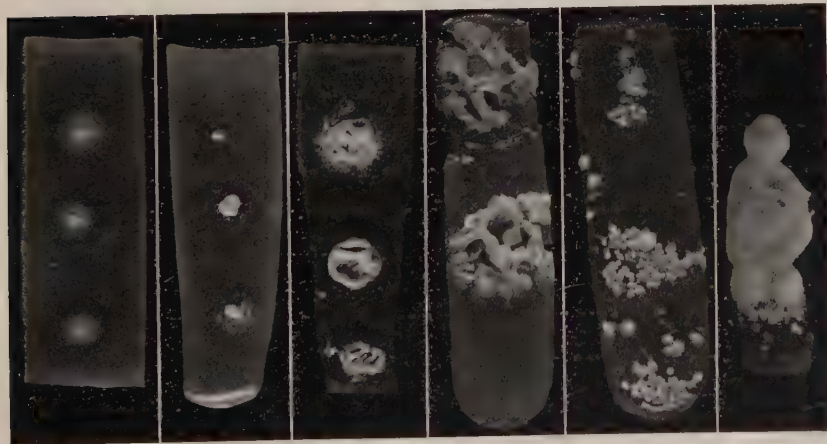


FIG. 5

FIG. 6

FIG. 7

FIG. 8

FIG. 9

FIG. 10

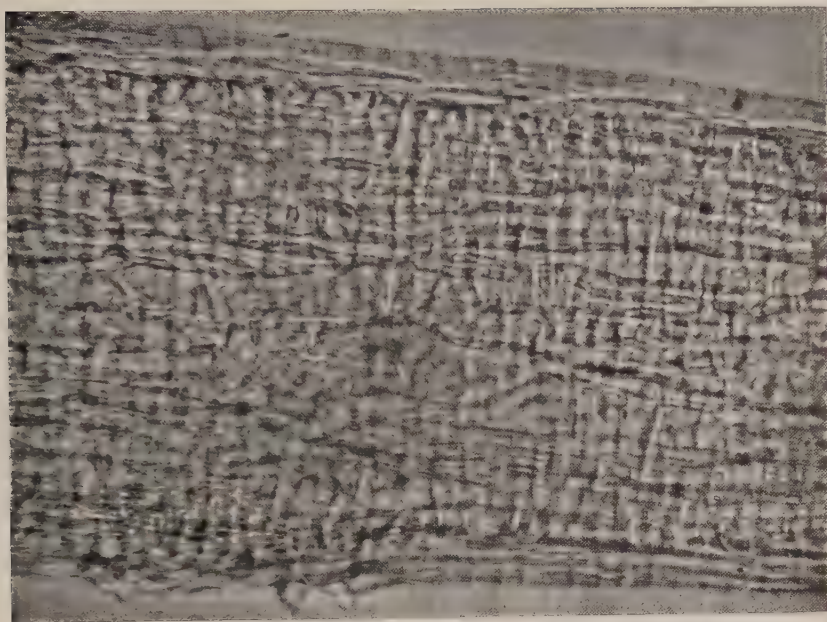


FIG. 1

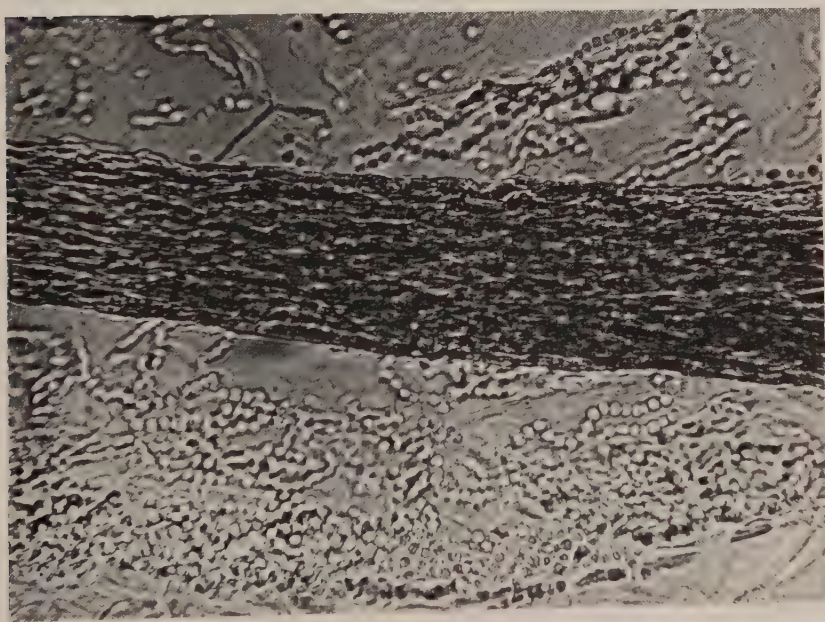


FIG. 2

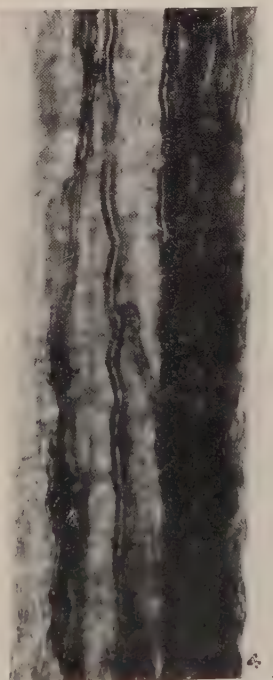




FIG. 1



FIG. 2



b

a

c

FIG. 3



a

b

FIG. 4



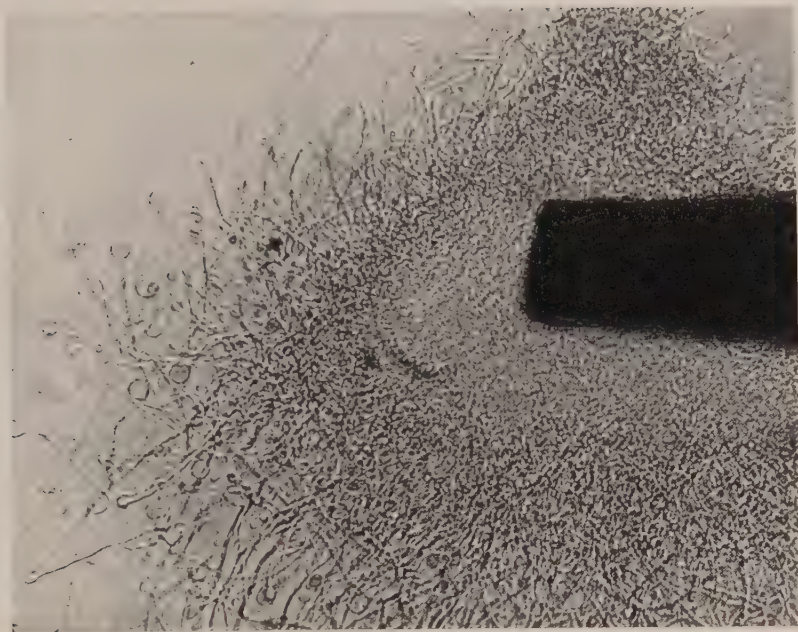


FIG. 1



FIG. 2

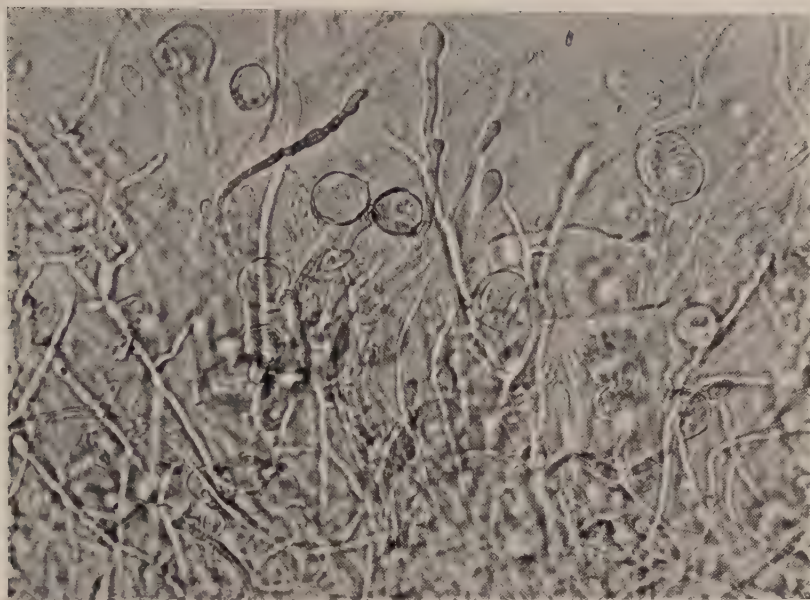


FIG. 1

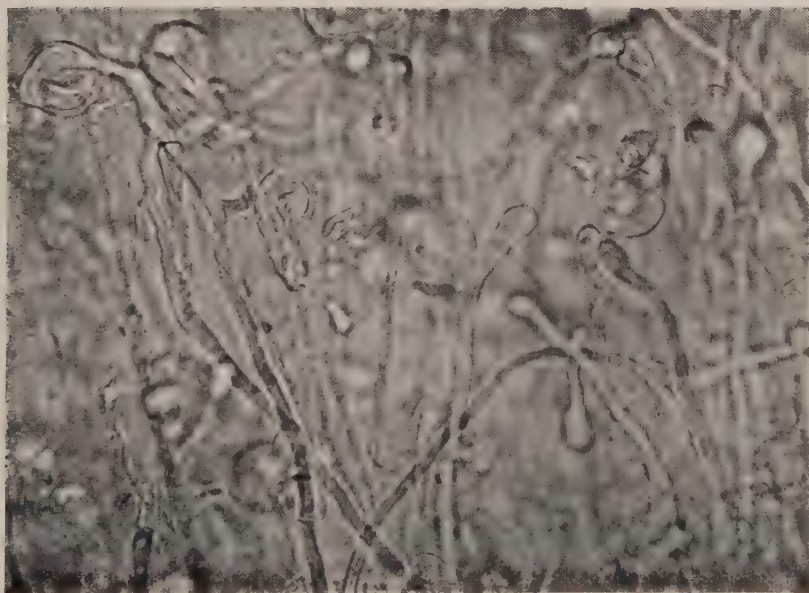


FIG. 2

d'épreuve glycosé à 4 p. 100 ; c, cheval, sur milieu d'épreuve glycosé à 4 p. 100.

FIG. 4. — *Trichophyton* faviforme de la chèvre, cultures primaires de 18 jours : a, sur milieu d'épreuve glycosé à 4 p. 100 ; b, sur milieu à base de staphylocoque humain.

PLANCHE XXVIII

FIG. 1. — *Trichophyton* faviforme, vache n° 7 ; culture sur milieu à base de staphylocoque humain (repiquage) ; filaments, appareils sporifères, chlamydospores en chaînes ($\times 500$).

FIG. 2. — *Trichophyton* faviforme du cheval ; culture de 20 jours sur milieu à base de staphylocoque humain (repiquage) ; appareils sporifères et renflements terminaux ($\times 500$).

FIG. 3. — *Trichophyton* faviforme, vache n° 7 ; culture de huit jours sur lame (milieu à base de staphylocoque humain), prélèvement avant dessiccation ; appareils sporifères ($\times 300$).

PLANCHE XXIX

FIG. 1. — *Trichophyton* faviforme, vache n° 5 ; culture de 14 jours d'un poil parasité sur gélose glycosée à 4 p. 100 ($\times 150$).

FIG. 2. — *Trichophyton* faviforme, vache n° 5 ; culture de 14 jours sur gélose glycosée à 4 p. 100 ($\times 340$).

PLANCHE XXX

FIG. 1. — *Trichophyton* faviforme du cheval ; culture de quatre jours sur gélose glycosée à 4 p. 100 ($\times 320$).

FIG. 2. — *Trichophyton* faviforme du cheval ; culture de quatre jours sur gélose glycosée à 4 p. 100 ($\times 500$).

MACLEOD (J. M. H.) et DOWLING (G. B.). — An experimental study of the *Pityrosporon* of Malassez ; its morphology, cultivation and pathogenicity. *Brit. Jl. of Dermat. and Syphil.*, XL, 1928, p. 139-148.

RIVALIER (E.) et SEYDEL (S.). — Nouveau procédé de cultures sur lames gélosées appliqué à l'étude microscopique des champignons des teignes. *Ann. de parasit.*, X, 1932, p. 444-452.

SABOURAUD (R.). — *Maladies du cuir chevelu. III. Les maladies cryptogamiques. Les teignes*. Paris, Masson, 1910.

SABOURAUD (R.) et NEGRONI (P.). — Aleuries et rudiments de fuseaux obtenus sur la culture d'*Achorion schönleini*. *Ann. de dermat. et syphil.*, (6), X, 1929, p. 232-235.

SERGENT (A.-L.). — *Les facteurs de croissance des microbes sur milieux artificiels*. Thèse de la Fac. de méd. de Paris, 1928.

*Institut des maladies parasitaires et infectieuses
de la Faculté vétérinaire de l'Université d'Utrecht
et Section de Mycologie du Laboratoire de parasitologie
de la Faculté de médecine de Paris.*

NOTES ET INFORMATIONS

Sir Ronald Ross (1857-1932) — Le vendredi 16 septembre 1932 est mort, à l'âge de 75 ans, dans le Ross Institute de Londres dont il était Directeur, Sir Ronald Ross, qui, il y a 35 ans, découvrit le cycle évolutif des plasmodies et la transmission du paludisme par les moustiques.

Le service funèbre a été célébré le mardi 20 septembre à Holy Trinity Church et sa dépouille mortelle inhumée, le même jour, à Putney Vale Cemetery. Une grande affluence de monde et de nombreux délégués officiels britanniques et étrangers se pressaient à ces deux cérémonies ; c'est que le nom de Sir Ronald Ross est inséparable, dans les annales de la pathologie exotique, de ceux de Laveran et de Sir Patrick Manson.

Ronald Ross naquit à Almora, dans les Kumaon Hills, le 13 mai 1857 ; il était le fils du Général Sir Campbell Claya Grant Ross, de l'armée des Indes. Il fit ses études médicales au St-Bartholomew's-Hospital de Londres, puis entra au Madras Medical Service, comme chirurgien, le 2 avril 1881. A cette époque, il occupait les loisirs que lui laissait son service à écrire des romans, des poèmes ou des pièces de théâtre, dont il faut citer, parmi les meilleurs, *Edgar, or the New Pygmalion* et *The Judgement of Tithonus* (1883), *The Child of Ocean* (1889), *The Deformed Transformed* (1890), *The Spirit of Storm* (1896). Chose curieuse, il excellait, d'autre part, dans les mathématiques supérieures qui étaient son passe-temps favori et au sujet desquelles il a également publié. C'est en 1892 qu'il commença à étudier le paludisme dont les agents pathogènes avaient été découverts dès 1880 par Laveran, à Constantine. Sur l'instigation de Manson, qu'il avait rencontré à Londres durant un congé, il fit piquer des paludéens porteurs de corps en croissant par des « moustiques aux ailes tachetées », et, pour la première fois, constata ultérieurement que l'estomac de ces moustiques présentait, sur la paroi externe, des oocystes contenant un pigment identique à celui que l'on connaissait déjà chez les hématozoaires du paludisme ; il en conclut immédiatement que les plasmodies devaient effectuer leur cycle évolutif chez les moustiques et que ces oocystes représentaient une des phases de leur développement. Pendant deux années, de 1895 à 1897, il dut interrompre ses recherches, parce qu'il avait été déplacé inopportunistement par le gouvernement militaire de l'Inde ; grâce à l'intervention énergique de Manson auprès de l'India Office, il put reprendre ses travaux, confirmer l'expérience précédente et, sur les conseils de son maître, aborder cet important problème de la transmission de la malaria par l'étude préalable et plus commode du

paludisme des oiseaux ; très vite, il boucla le cycle complet des *Plasmodium* aviaires chez les moustiques, jusqu'au stade sporozoïtique des glandes salivaires et il couronna le succès de cette grande découverte par une contre-épreuve positive : l'infection d'oiseaux neufs par piqures de moustiques, préalablement infectés sur des oiseaux malades.

Transposant pour le paludisme humain les résultats qu'il avait si brillamment obtenus avec le paludisme des oiseaux, Ronald Ross jeta immédiatement le fondement de la prophylaxie du paludisme en prêchant la lutte contre les moustiques. Ultérieurement, les savants italiens Grassi, Bastianielli et Bignami (1898) devaient démontrer l'exactitude des affirmations de Ronald Ross en bouclant, chez les anophèles, les cycles évolutifs de *P. falciparum* et de *P. malarie* ; le cycle de *P. vivax* fut établi un an après, en 1899, par Bastianelli et Bignami.

Ronald Ross prit alors sa retraite comme major de l'I. M. S. et rentra en Angleterre le 31 juillet 1899. Aussitôt, il fut nommé « Lecturer » à l'Ecole de Médecine tropicale de Liverpool où, en 1902, son poste fut transformé en une chaire de professeur. Durant les dix années qui suivirent, il entreprit plusieurs campagnes antipaludiques, notamment à Sierra Leone (1899-1900), dans le West Africa (1901-1902), à Maurice (1907-1908), en Espagne, à Chypre et en Grèce (1912). A cette date, il fut nommé médecin-consultant pour les maladies tropicales au King's College Hospital, poste qu'il cumula avec sa chaire de professeur d'hygiène tropicale à l'Ecole de Liverpool. Durant la guerre, il fut successivement nommé médecin-consultant pour les maladies tropicales dans les hôpitaux destinés aux troupes de l'Inde, résidant en Angleterre (1914), puis médecin-consultant pour la malaria au War Office (1917), avec le grade de colonel. Après la guerre, pour l'honorer, un Institut de recherches médicales fut fondé par souscriptions publiques et privées, Institut qui porte son nom et où il est mort, le 16 septembre dernier, entouré de la respectueuse admiration et de l'affection de ses amis et de ses collaborateurs.

Sir Ronald Ross fut comblé d'honneurs durant sa vie ; nommé F. R. S. en 1901, il reçut le prix Nobel de médecine en 1902 et fut fait K. C. B. en 1910 et K. C. M. G. en 1918. Président de la Société Royale de Médecine et d'Hygiène tropicales de Londres de 1909 à 1911, il avait été accueilli, successivement, en France, par la Société de Médecine et d'Hygiène tropicales (1903), par l'Académie de Médecine (membre-correspondant étranger, 1904, et membre associé, 1920) et par la Société de Pathologie exotique (1908).

La mort de Sir Ronald Ross, qui afflige douloureusement nos confrères et amis de Grande-Bretagne, endeuille tous les médecins de tous les pays du monde, mais sa perte sera plus profondément ressentie encore dans la patrie de Laveran, son émule dans la gloire.

F.-R. COUTELEN.

Note sur le genre *Neopronocephalus* Mehra, 1932. — J'ai récemment publié, dans ces *Annales* (1), un mémoire sur deux espèces du genre *Neopronocephalus*. Bien que j'aie donné une description complète des caractères du genre et des espèces, permettant de les distinguer d'autres genres et espèces, et discuté leur position systématique, j'ai négligé de me conformer à l'amendement de l'article 25 des Règles internationales de la Nomenclature zoologique, prescrivant de désigner l'espèce-type des nouveaux genres. Je répare aujourd'hui cette omission en désignant, comme espèce-type du genre *Neopronocephalus*, le *Neopronocephalus triangularis* Mehra, 1932.

C'est avec grand plaisir que je remercie Mr. S.-W. Price, de Washington, d'avoir aimablement attiré mon attention sur la nécessité de désigner une espèce-type.

H.-R. MEHRA

ERRATUM

Mémoire HENRY et MASSON, p. 400, explication de la Pl. XII.

Les grossissements des microphotographies doivent être rectifiés de la façon suivante :

Fig. 1, 2 et 4. — Gross. $\times 75$.

Fig. 3. — Gross. $\times 125$.

Fig. 5 et 6. — Gross. $\times 45$.

(1) *Ann. de paras.*, X, 1932, p. 225-267.

TABLE DES MATIÈRES PAR NOMS D'AUTEURS

Mémoires originaux	1, 105, 209, 305, 385, 464
BAUDET (E. A. R. F.). — Recherches expérimentales sur les <i>Trichophyton</i> animaux à cultures faviformes	520
BOISSEZON (P. de). — L'hibernation conditionnelle chez <i>Theobaldia annulata</i> Schr.	494
BRUMPT (E.). — Némathelminthes parasites des rats sauvages <i>Epi-mys norvegicus</i> de Caracas. II. <i>Gongylonema neoplasticum</i> : Infections spontanées et expérimentales (Note préliminaire) ...	414
CARPANO (M.). — Localisation du <i>Trypanosoma theileri</i> dans les organes internes des bovins. Son cycle évolutif	305
DHAYAGUDE (R.). — Culture de l' <i>Entamoeba dysenteriae</i> sur milieux à l'intestin de chat	514
DOLLFUS (R.-Ph.). — Métacercaire progénétique chez un planorbe	407
DOLLFUS (R.-Ph.). — Sur un <i>Lepoderma</i> de batraciens anoures de l'île Maurice	509
GALLIARD (H.). — Culicidés du Gabon. III. Anophélinés	85
GALLIARD (H.). — Culicidés du Gabon. IV. Essai sur leur biologie dans leurs rapports avec le paludisme local	465
HENRY (A.) et MASSON (G.). — Considérations sur le genre <i>Globidium</i> . <i>Globidium cameli</i> n. sp., parasite du dromadaire	385
LANGERON (M.) et TALICE (R.-V.). — Nouvelles méthodes d'étude et essai de classification des champignons levuriformes	1
LARROUSSE (F.). — Remarques au sujet du sarcome à cysticerques dans le foie du rat	330
LE GAC (P.) et RAYNAL (J.). — Sur la présence de <i>Phlebotomus papatasi</i> (Scopoli 1786) à Marseille	497
LE GAC (P.) et RAYNAL (J.). — Sur un exemplaire de <i>Phlebotomus larroussei</i> Langeron et Nitzulescu 1931, capturé à la Rose (ban-lieue de Marseille)	504
LOPEZ-NEYRA (Ch.-R.). — <i>Hymenolepis pittalugai</i> n. sp. et ses rapports avec les espèces similaires (<i>H. macracanthos</i>)	248
MASSON (G.) et HENRY (A.). — Considération sur le genre <i>Globidium</i> . <i>Globidium cameli</i> n. sp., parasite du dromadaire	385
MEHRA (H.-R.). — Nouveaux monostomes de la famille des <i>Pronocephalidae</i> des tortues d'eau douce de l'Inde. Classification de cette famille	225
MEHRA (H.-R.). — Classification de la famille des <i>Pronocephalidae</i> LOOSS	323

MICHAJLOW (W.). — <i>Triænophorus crassus</i> Forel (= <i>T. robustus</i> Olsson) et son développement	257
MICHAJLOW (W.). — Les adaptations graduelles des copépodes comme premiers hôtes intermédiaires de <i>Triænophorus nodulosus</i> Pall.	334
MONOD (Théodore). — Contribution à l'étude de quelques copépodes parasites de poissons	345
NÈGRONI (P.). — Etude mycologique d'une souche de <i>Monilia albicans</i>	276
PENSO (G.). — Présence des œufs d'oxyures en pleine muqueuse intestinale et biologie des oxyures	271
POISSON (R.). — Sur deux entophytes parasites intestinaux de larves de diptères	435
RAYNAL (J.) et LE GAC (P.). — Sur la présence de <i>Phlebotomus papatasi</i> (Scopoli 1786) à Marseille	497
RAYNAL (J.) et LE GAC (P.). — Sur un exemplaire de <i>Phlebotomus larroussei</i> Langeron et Nitzulescu 1931, capturé à la Rose (banlieue de Marseille)	504
RIVALIER (E.) et SEYDEL (S.). — Nouveau procédé de culture sur lames gélosées appliqué à l'étude microscopique des champignons des teignes	444
SEYDEL (S.) et RIVALIER (E.). — Nouveau procédé de culture sur lames gélosées appliqué à l'étude microscopique des champignons des teignes	444
SHEN (Tseng). — Etude sur les cestodes d'oiseaux de Chine	105
SIMIC (Tsh.). — Etude biologique et expérimentale du <i>Trichomonas intestinalis</i> , infectant spontanément l'homme, le chat et le chien.	209
SIMIC (Tsh.). — Présence à Skoplje d'une nouvelle variété de <i>Phlebotomus perniciosus</i>	341
SIMIC (Tsh.). — Etude complémentaire de l'infection du chien par le <i>Trichomonas</i> d'origine humaine, canine et féline	402
TALICE (R.-V.). — Parasitisme des hérissons par les mycotorulées.	81
TALICE (R.-V.) et LANGERON (M.). — Nouvelles méthodes d'étude et essai de classification des champignons levuriformes	1
TIMON-DAVID (J.). — Les kystes à <i>Tetrameres</i> du pigeon	425
Revue critique	129, 286, 453
DOLLFUS (R.-Ph.) et MONOD (Th.). — Les copépodes parasites des mollusques	129
DOLLFUS (R.-Ph.) et MONOD (Th.). — Les copépodes parasites des mollusques (premier supplément)	295
EJSMONT (L.). — Note sur le genre <i>Isoparorchis</i>	453
LANGERON (M.) et NITZULESCU (V.). — Révision des phlébotomes de France	286
MONOD (Th.) et DOLLFUS (R.-Ph.). — Les copépodes parasites des mollusques	129

MONOD (Th.) et DOLLFUS (R.-Ph.). — Les copépodes parasites des mollusques (premier supplément)	295
NITZULESCU (V.) et LANGERON (M.). — Révision des phlébotomes de France	286
Notes et Informations	96, 300, 458, 542
XII ^e Congrès international de zoologie	96
COUTELEN (F.-R.). — Sir Ronald Ross (1857-1932)	542
DOLLFUS (R.-Ph.). — Sur une monographie des <i>Cucullanidæ</i> et des <i>Camallanidæ</i> , par Nils Törnquist	458
LANGERON (M.). — A propos du <i>Phlebotomus larrousei</i>	96
LANGERON (M.). — Faune parasitaire de l'Inde	300
MEHRA (H.-R.). — Note sur le genre <i>Neopronocephalus</i> Mehra 1932	544
Répertoire des espèces et des genres nouveaux , 97, 205, 301, 381, 463	544

TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIERES

A

<i>Achorion schönleini</i>	532
<i>Ameristocheres inermis</i>	179
Amibes (culture)	514
<i>Anchicaligus nautili</i>	175
<i>Anomotænia</i>	125
<i>Anopheles funestus</i> 91, 470,	473
<i>A. gambiæ</i>	89, 468, 473
<i>A. hargreavezi</i>	92
<i>A. mauritanus</i>	86, 471, 472
<i>A. pharoensis</i>	92
<i>A. rufipes</i>	94
<i>A. wellcomei</i>	94
Anophélinés	85
<i>Anthessius arenicola</i>	149
<i>A. hawaiensis</i>	151
<i>A. pleurobranchæ</i>	150
<i>A. solenocurti</i>	149
<i>A. spinosus</i>	151
<i>Artotrogus australis</i>	135
<i>A. orbicularis</i>	135

B

Batraciens anoures	509
<i>Briarella disphærocephala</i>	169
<i>B. microcephala</i>	167
<i>B. risbeci</i>	168

C

Camallanidés	458
<i>Candida</i>	54
<i>Cerastocheres trochicola</i>	176
Cestodes..... 105, 248, 257,	330
Cestodes (Oiseaux)	105
Champignons. 1, 81, 276, 435, 444,	520
Champignons levuriformes (clas- sification)	1

Champignons des teignes (pro- cédé de culture)	444, 520
<i>Cholidya polypi</i>	153
<i>Chondrocarpus reticulosus</i>	174
Copépodes	129, 295
Copépodes (hôtes intermédiaires)	334
Copépodes (parasites de mollus- ques)	129, 295
Copépodes (des poissons)	345
Crustacés	129, 334
Cucullanidés	458
<i>Culicidæ</i>	85, 494
<i>Culicidæ</i> (Gabon)	85, 465
Cysticerques	330

D

Dermatophytes	520
<i>Diaschistorchis gastricus</i>	226
<i>Digramma interrupta</i>	107
<i>Diorchis flavescens</i>	124
<i>Diplopsthe lavis</i>	125
<i>Diridium dixæ</i>	439
Dromadaire (<i>Globidium</i> parasite)	385

E

<i>Entamæba dysenteriae</i>	514
Entophytes parasites.....	435
<i>Epimys norvegicus</i> (parasites d')	414
<i>Ergasilus nodosus</i>	377

F

Faune parasitaire de l'Inde	300
<i>Fimbriaria fasciolaris</i>	125
Flagellés	209, 402
<i>Fuhrmanniella fausti</i>	121

G

Gabon (Anophélinés)	85
Gabon (Culicidæ)	465
Geotrichoides	62
Geotrichum	69
Globidium cameli	385
Globidium (du dromadaire)	385
Gongylonema neoplasticum	414

H

Hérissons (Mycotorulées)	81
Hibernation (<i>Theobaldia annu-</i> <i>lata</i>)	494
Hymenolepis compressa	111
H. echinocotyle	111
H. fragilis	113
H. longicirrosa	114
H. longistylota	109
H. macracanthos	248
H. meggitti	115
H. pingi	112
H. pittalugai	248
H. soloviovi	113

I

Ile Maurice	509
<i>Ischnurella barneæ</i>	179
<i>Ismaïla monstrosa</i>	166
<i>Isoparorchis</i>	453

K

Kystes à <i>Tetrameres</i>	425
----------------------------------	-----

L

<i>Lamproglena angusta</i>	377
Larves de diptères (entophytes parasites)	435
<i>Lepoderma momplei</i>	509
<i>Leptinogaster pholadis</i>	178
<i>Lernæa barbicola</i>	360
<i>L. barnimiana</i>	360

<i>Lernæa bichiri</i>	360
<i>L. catostomi</i>	360
<i>L. composita</i>	361
<i>L. cruciata</i>	361
<i>L. cyprinacea</i>	362
<i>L. diceracephala</i>	362
<i>L. dolabrodes</i>	363
<i>L. elegans</i>	363
<i>L. esocina</i>	365
<i>L. haplocephala</i>	366
<i>L. insolens</i>	367
<i>L. lagenula</i>	368
<i>L. oryzophila</i>	346
<i>L. pectoralis</i>	369
<i>L. phoxinacea</i>	370
<i>L. pomotidis</i>	370
<i>L. senegali</i>	370
<i>L. temnocephala</i>	371
<i>L. tenuis</i>	371
<i>L. tortua</i>	372
<i>L. variabilis</i>	373
<i>L. werneri</i>	374
<i>Lichomolgus agilis</i>	137
<i>L. alabatensis</i>	140
<i>L. gracilipes</i>	139
<i>L. longicauda</i>	138
<i>L. orbicularis</i>	143
<i>L. pleurobranchi</i>	143
<i>L. trochi</i>	141

M

Métacercaires progénétiques	407
Milieux à l'intestin de chat	514
<i>Modiolicola inermis</i>	152
<i>M. insignis</i>	152
Mollusques (copépodes parasites), 129	295
<i>Monilia albicans</i>	276
Monostomes	225
<i>Monstrilla helgolandica</i>	134
Muguet	276
<i>Mycocandida</i>	56
<i>Mycotorula</i>	39
Mycotorulées	38, 81
Mycotorulées (des hérissons) ...	81
<i>Mycotoruloïdes</i>	43
<i>Mycicola metisiensis</i>	162
<i>Mytilicola intestinalis</i>	157

N

Nématodes	271, 414, 425, 458
<i>Neopronocephalus gangeticus</i> ...	240
<i>N. triangularis</i>	236, 544

O

<i>Obesiella lyonsiellæ</i>	135
Oiseaux de Chine (Cestodes)	105
Oxyures (biologie)	271

P

<i>Paclabius tumidus</i>	178
Paludisme	465
<i>Panaetis incamerata</i>	157
<i>P. malleolata</i>	157
<i>Paranthessius pectinis</i>	148
<i>P. rostratus</i>	147
Phlébotomes	286, 431, 497, 504
<i>Phlebotomus larroussei</i>	96, 504
<i>P. papatasi</i>	287, 497
<i>P. parroti</i>	289
<i>P. perniciosus</i>	290, 431
<i>P. sergenti</i>	289
Pigeon (kystes à <i>Tetrameres</i>) ..	425
Planorbe (métacercaire progénétique)	414
Poissons (copépodes parasites) ..	345
<i>Pronocephalidæ</i>	323
<i>Pronocephalidæ</i> (des tortues) ..	225
Protozoaires	305, 385
<i>Pseudanthessius thorelli</i>	153

R

<i>Raillietina parviuncinata</i>	107
Rat (cysticerques du foie)	330
Rats sauvages (parasites)	414
Rhizopodes	514
Ross (Sir Ronald)	542

S

Sarcome à cysticerques	330
<i>Scottocheres elongatus</i>	135
<i>Splanchnotrophus angulatus</i>	164
<i>S. brevipes</i>	165
<i>S. gracilis</i>	163
<i>S. insolens</i>	166
<i>S. sacculatus</i>	165
<i>S. willemi</i>	164
Sporozoaires	385
<i>Strongylopleura histrio</i>	178
<i>Strongylopleura pruvoti</i>	295

T

<i>Tetrameres</i> (kystes)	425
<i>Theobaldia annulata</i> (hibernation)	494
<i>Tococheres cylindraceus</i>	178
Tortues de l'Inde (<i>Pronocephalidæ</i>)	225
Trématodes... ..	225, 323, 407, 453, 509
<i>Triænonophorus crassus</i>	257
<i>T. nodulosus</i>	334
<i>Trichocercidium ramosum</i>	435
<i>Trichomonas</i>	402
<i>Trichomonas intestinalis</i>	209
<i>Trichophyton</i>	520
<i>Trichophyton</i> à cultures faviformes	520
<i>Trichophyton violaceum</i>	534
<i>Trochicola entericus</i>	158
<i>Trypanosoma theileri</i>	305

W

<i>Weinlandia introversa</i>	120
<i>W. mayhewi</i>	120
<i>W. megalops</i>	113
<i>W. querquedula</i>	117
<i>W. simplex</i>	117
<i>W. trilesticulata</i>	119
Zoologie (XII ^e Congrès international)	96

INDEX DU RÉPERTOIRE DES ESPECES ET DES GENRES NOUVEAUX

- Acanthobothrium intermedium*, 304.
Acanthocephalus acerbus, 207.
A. aculeatus, 207.
A. anus, 206.
A. artatus, 206.
A. gotoi, 206.
A. lucidus, 206.
Acanthonchocotyle musteli, 303.
Acanthoxyurus shortridgii, 383.
Actinomyces guerrai, 301.
Acuaria longicaudata, 383.
Aedes refiki, 207.
Alæuris hirsutus, 206.
Alaplectana, 104.
A. amhersti, 104.
Alloglossidium, 302.
A. kenti, 302.
Alloplagiorchis, 303.
A. ganicki, 303.
Amidostomum fuligulæ, 382.
Anallocreadium, 302.
Ancyrocephalus robusta, 101.
A. vesiculosus, 101.
Anopheles incognitus, 207.
Aphopeas, 208.
Apopenæon, 544.
A. richardsonæ, 544.
Apophallus crami, 302.
Argulus rhipidiophorus, 464.
Arhythmorhynchus hispidus, 206.
Aviculariella, 205.
A. alcyona, 205.

Bartonella glis glis, 98.
Basidiobolus hominis, 97.
Bigalkea, 383.
B. albifrons, 383.
Blastodendron erectum, 301.
Bopyrella barnardi, 544.

Bosicola, 205.
B. tricoloris, 205.
Briarella disphærocephala, 464.
Bunostomum dentatum, 384.

Caligus argilasi, 464.
Camallanus intermedius, 383.
Cerastocheres, 464.
C. trochicola, 464.
Ceratomyxa twina, 98.
C. venusa, 98.
Cheiropterionema, 205.
C. globocephala, 205.
Chloromyxum levigatum, 99.
Christianella, 304.
Coccidioides periplanetæ, 97.
Coccospora stenopelmatis, 99.
Cochleotrema, 303.
C. cochleotrema, 303.
Cooperia antidorca, 384.
C. serrata, 384.
Cosmocephalus faridi, 104.
Cramispirura, 103.
Cruzia mazza, 382.
C. travassosia, 381.
Culex brumpti, 207.
C. nyangæ, 208.
Cyrnea piayæ, 206.
Cyclochaeta renicola, 100.

Dadaytrema, 303.
Davainea fuhrmanni, 103.
D. ransomi, 102.
Diaschistorchis gastricus, 381.
Dicrocoelium rileyi, 100.
Diesingella, 304.
Diplobothrium hamulatum, 303.
Diplogonimus, 304.

D. lönnbergi, 304.
Dissonus glaber, 464.
D. (Acheinus) intermedius, 464.
Dixidium, 463.
D. dixæ, 463.
Dujardinia australis, 382.
Dysphorus, 464.
D. torquatus, 464.

Echeneibothrium moucheti, 304.
Echinochasmus schwartzi, 102.
Ectosiphonus, 100.
E. ovatus, 101.
E. rhomboideus, 100.
Eimeria æmula, 98.
E. amarali, 302.
E. beachi, 98.
E. grobbei, 99.
E. irresidua, 98.
E. johnsoni, 98.
E. media, 98.
E. perminuta, 98.
E. scabra, 98.
E. separata, 99.
E. spinosa, 98.
E. tyzzei, 98.
Elaphostrongylus cervi, 104.
Eosentis, 206.
E. rigidus, 206.
Epipenæon grande, 544.
E. oviforme, 544.
Epomidiostoma skrjabini, 383.
Epomidiostomum crami, 205.
Enterobius sciuri, 382.
Entosiphonus, 100.
E. thompsoni, 100.
Euparyphium murinum, 102.
Eupoterion, 100.
E. pernix, 100.

Farzandia nagpurensis, 206.
Filisoma, 207.
F. indicum, 207.
Forcipomyia randensis, 207.
Fuhrmanniella fausti, 304.

Geotrichoides, 301.
Glenosporella, 97.
Globidium cameli, 463.
Goezia gavalidis, 382.

Gonderia orientalis, 98.
Gongylonema macrogubernaculum, 103.
Grahamia hegneri, 98.
Guyenotia, 99.
G. sphaerulosa, 99.

Habronema euplocami, 382.
H. whitei, 383.
H. imbricata, 382.
H. urophasiana, 205.
Hadjlia coragypis, 206.
Hæmoproteus lophortyx, 98.
Halipegus perplexus, 303.
Haplometrana, 302.
H. intestinalis, 302.
Haplonema hamulatum, 104.
Hartertia natalensis, 383.
H. zuluensis, 383.
Hemicleipsis singularis, 463.
Henneguya bergamini, 302.
H. cesarpintoi, 302.
H. fonsceai, 302.
Hentschelia, 99.
H. thalassema, 99.
Herpetostrongylus, 104.
H. pythonis, 104.
H. varani, 104.
Heterosentis, 207.
Hexacanalus, 304.
Hymenolepis lintoni, 381.
H. longistylus, 304.
H. macracanthoides, 381.
H. meggitti, 304.
H. pingi, 304.
H. pittalugai, 381.
Hyperidion, 99.
H. thalassema, 99.
Hypoderma æratum, 207.

Impalaia nudicollis, 383.
Isotricha caulleryi, 100.
Ixodes hirsti, 207.

Kalicephalus radicus, 383.

Lamellodiscus major, 101.
L. pagrosomi, 101.
Limatulum oklahomensis, 100.
Lecithodendrium linstowi, 101.

Lecythion, 99.

L. thalassæmæ, 99.

Lepidotrema bidyana, 101.

Lophomyidium uruguayense, 208.

Lophotaspis interiora, 102.

Metabronema canadense, 206.

Metathelazia, 206.

M. californica, 206.

Microcotyle australis, 102.

M. bassensis, 101.

M. centrodonti, 302.

M. pagrosomi, 101.

M. sciænæ, 102.

Microcreadium, 302.

M. parvum, 302.

Microfilaria leporis mazzæ, 103.

Monilia albarezsotoi, 301.

M. armeniensis, 301.

M. vaginalis, 301.

Muellerius tenuispiculatus, 384.

Mycotoruloides, 301.

M. ovalis, 301.

M. triadis, 301.

Neoapectana menozii, 382.

Neopronocephalus, 381.

N. gangeticus, 381.

N. triangularis, 381.

Neostrongylus, 384.

Nocardia genesii, 97.

Numidica suricattæ, 383.

Nuttalliella, 207.

N. namaqua, 201.

Æsophagostomum sukowskyi, 382.

Oodinium ocellatum, 302.

Opalina chattoni, 100.

Ophidascaris excavata, 383.

Orbione thielemanni, 544.

Oslertagia böhmi, 384.

O. cervi, 104.

O. odocoilei, 205.

O. mossi, 205.

Ostreobdella kakibir, 463.

Oswaldoia pawlowski, 102.

Oxyspirura (*Cramispirura*) *popowi*, 103.

O. petrowi, 103.

O. podjapolskoi, 103.

O. schulzi, 103.

Panopisthus, 101.

P. magnus, 101.

P. pricei, 101.

P. oviformis, 101.

Paradschiria parvula, 208.

Palpomyia nigrithorax, 208.

Paramonostomum pseudalvæum, 102.

Parionia chinensis, 544.

Paruterina meggitti, 304.

Passalurus nonanulatus, 206.

Phlebotomus bailyi, 208.

P. bigtii, 208.

P. borowskii, 207.

P. dayapensis, 208.

P. eleanoræ, 208.

P. gomesi, 208.

P. larroussei, 208.

P. perfiliewi, 208.

P. purii, 208.

P. sanneri, 208.

P. stalinabodi, 207.

P. torrechantei, 208.

P. vesuvianus, 208.

Piroplasma kolzovi, 98.

Plagiorchis arvicolæ, 100.

P. micracanthos, 100.

Plistophora chironomi, 99.

Polycæcum, 382.

P. gangeticum, 382.

Polystoma stunkardi, 102.

Porrocæcum scoliodontis, 382.

Prosthodendrium, 101.

Protostrongylus austriacus, 384.

P. macrotis, 384.

P. rupicapræ, 384.

P. stilesi, 384.

Pseudamidostomum boulengeri, 382.

Pseudione hayi, 544.

P. latilamellaris, 544.

P. minino-crenulata, 544.

Psilostomum ontræ, 102.

Raillietina garrisoni, 103.

R. nagpurensis, 103.

R. quadrilesticulata, 103.

Raymondia javanica, 208.

Rhabditis mutatoris, 384.

Rickettsia brasiliensis, 98.*R. conjunctivæ*, 301.*R. orientalis*, 98.*Rictularia whartoni*, 104.*Schistosoma curassoni*, 102.*S. rhodaini*, 102.*Scedosporium magalhaesi*, 97.*Setaria hyrcis*, 382.*Sinuolinea bidens*, 99.*S. cella*, 99.*Soboliphyme soricis*, 382.*Squalonchocotyle acanthi*, 303.*S. sphyrynæ*, 303.*S. squali*, 303.*Strongylopleura* (?) *pruvoti*, 464.*Synhimantus sirry*, 104.*Tænia* ^{cervi}, 103.*Tetrameres* (*Tetrameres*) *zakharovi*, 383.*Toxonema chironomi*, 99.*Toxoplasma nikanorovi*, 98.*Trichocerdium*, 463.*T. ramosum*, 463.*Trichophyton langeroni*, 97.*Trichuris peramelis*, 382.*Trigonodistoma*, 303.*T. translucens*, 303.*Trypanophis major*, 100.*Trypanosoma cristatæ*, 99.*T. francirochai*, 302.*T. graphiuri*, 99.*T. theodori*, 302.*Tryphlophorus hagenbecki*, 381.*Uranotænia caliginosa*, 207.*U. philonuxia*, 207.*Urotrema shillingeri*, 102.*Uncinaria philippinensis*, 384.*Viannaia bursobscura*, 384.*Xenopharynx* (*Allopharynx*) *amuda-*
riensis, 102.*Yorkeispirura*, 103.*Weinlandia mayhewi*, 304.

TABLE DÉCENNALE PAR NOMS D'AUTEURS

- Alleaux (V.).** — Ascariidiose des voies biliaires chez deux porcelets, I, 1923, 352.
- Cf. Joyeux et Alleaux, II, 1924, 319.
- Cf. Langeron, Cauchemez et Alleaux, III, 1925, 225.
- André (M.).** — Sur une larve d'acarien parasite de l'homme et des animaux en Uruguay appartenant au genre *Thrombicula* Berlese, VIII, 1930, 355.
- Bacigalupo (J.).** — Evolution de l'*Hymenolepis fraterna* Stiles chez *Pulex irritans* L., *Xenopsylla cheopis* Rothschild et *Ctenocephalus canis* Curtis, IX, 1931, 339.
- Baer (J.-G.).** — Contribution à la faune helminthologique sud-africaine. (Note préliminaire), II, 1924, 239.
- Des cestodes adultes peuvent-ils vivre dans la cavité générale d'oiseaux ? IV, 1926, 337.
- Cf. Joyeux et Baer, V, 1927, 27, 127 ; VI, 1928, 179.
- Balozet (L.), Lavier (G.) et Velu (H.).** — Traitement d'un cheval douriné par le Bayer 205, I, 1923, 70.
- Cf. Velu, Barotte, Balozet et Lavier, III, 1925, 12.
- Barotte (J.).** — Cf. Velu, Barotte et Lavier, III, 1925, 1.
- Cf. Velu, Barotte, Balozet et Lavier, III, 1925, 12.
- Barthélémy (H.).** — Une épidémie provoquée par le « pou des poissons ». (*Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet) sur des alevins et des jeunes truites, IV, 1926, 49.
- Baudet (E. A. R. F.).** — Cf. de Blieck et Baudet, IV, 1926, 87.
- Sur une teigne trichophytique du dromadaire produite par une espèce de *Grubyella*, *G. langeroni*, n. sp., VIII, 1930, 411.
- Sur un cas de teigne humaine produite par un dermatophyte mégaspore, VIII, 1930, 512.
- Particularités d'une teigne mégasporée du veau, VIII, 1930, 520.
- Sur une souche d'*Aleurisma lugdunense* isolée de la peau du dromadaire, VIII, 1930, 628.
- Les *Trichophyton* à culture faviforme sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides de Langeron et Miloshevitch, IX, 1931, 546.
- Recherches expérimentales sur les *Trichophyton* animaux à cultures faviformes, X, 1932, 520.

- Bhatia (M.-L.).** — Sur une nouvelle hirudinée rhynchobdelle, *Glossiphonia cruciata*, n. sp., provenant du vivier à truites d'Achha Bal, Kashmir, VIII, 1930, 344.
- Belitzer (A.) et Markoff (A.).** — L'agent vecteur de la piroplasmose canine dans les régions centrales de l'U. R. S. S., VIII, 1930, 598.
- Bidegaray (H.).** — Nouvelle méthode de coloration pour l'examen microscopique des selles (*note*), IV, 1926, 385.
- Blieck (L. de) et Baudet (E. A. R. F.).** — Contribution à l'étude du développement des strongylidés (Sclérostomes), du gros intestin chez le cheval, IV, 1926, 87.
- Boissezon (P. de).** — L'hibernation conditionnelle chez *Theobaldia annulata* Schr., X, 1932, 494.
- Brindeau (A.).** — Un cas de paludisme congénital, IV, 1926, 29.
- Brocher (F.).** — A propos de la capture des larves d'anophèles par les utriculaires, V, 1927, 46.
- Brocq-Rousseau, Guilliermond et Des Cilleuls (L.).** — Etude d'un champignon pathogène du genre *Monilia*, V, 1927, 48.
- Brug (S.-L.), Den Heyer (J.-K.) et Haga (J.).** — Toxoplasmose du lapin aux Indes orientales néerlandaises, III, 1925, 232.
- Brumpt (E.).** — Les theilérioses mortelles du bassin méditerranéen sont dues à *Theileria mutans*, I, 1923, 16.
- Priorité du professeur Bertarelli au sujet de la syphilis expérimentale des animaux autres que les singes (*note*), I, 1923, 200.
- Mode d'action du Bayer 205 sur les infections mortelles dues au *Trypanosoma inopinatum* chez la grenouille verte (*Rana esculenta*), I, 1923, 252.
- Description d'une nouvelle espèce de trypanosome, *Trypanosoma crociduræ* chez une musaraigne (*Crocidura russulus*), I, 1923, 262.
- Utilisation de l'antiformine pour l'épuration des selles destinées à la culture de certains œufs d'helminthes (*note*), I, 1923, 301.
- Description de deux trypanosomes nouveaux, *T. sergenti* et *T. parroti* du *Discoglossus pictus*, I, 1923, 337.
- Particularités évolutives de l'*Amblyomma agamum*, II, 1924, 113.
- Le *Trypanosoma rhodesiense* ; faits et hypothèses concernant son individualité, II, 1924, 254.
- Un cas de rupture de rate avec hémopéritoine au cours d'une infection expérimentale à *Trypanosoma inopinatum* chez la grenouille verte (*Rana esculenta*), II, 1924, 325.
- Les piroplasmes des bovidés, I. — Les Theiléries, II, 1924, 340.
- Recherches morphologiques et expérimentales sur le *Trichomonas felis* da Cunha et Muniz, 1922, parasite du chat et du chien, III, 1925, 239.
- L'étuve à microscope de N. Foot, III, 1925, 252.
- Etude d'une petite épidémie de paludisme contracté « en plein air » dans la région du lac Rodolphe, III, 1925, 370.

- Brumpt (E.).** — Ponte et résistance des œufs de l'*Anopheles maculipennis*, III, 1925, 396.
- Capture des larves de Culicidés par les plantes du genre *Utricularia*, III, 1925, 403.
- Le docteur Samuel Taylor Darling (*nécrologie*), III, 1925, 426.
- Infection expérimentale du chat par l'*Entamœba coli* Lœsch 1875, Schaudinn emendavit, IV, 1926, 272.
- Commission du paludisme de la Société des Nations (*information*), V, 1927, 90.
- Un nouveau trypanosome : *Trypanosoma neuve-lemairi* n. sp. de la grenouille verte (*Rana esculenta*), VI, 1928, 18.
- Hémogrégarine (*Hæmogregarina lahillei* n. sp.) d'une couleuvre à collier (*Tropidonotus natrix*) de Corse, VI, 1928, 23.
- Une nouvelle hémogrégarine : *Hæmogregarina hortai* n. sp. de la grenouille verte (*Rana esculenta*) de Corse, VI, 1928, 145.
- Réalisation expérimentale du cycle complet du *Schistosoma hæmatobium*, VI, 1928, 440.
- Longévité d'*Anaplasma marginale* et de *Theileria mutans* (= *T. annulata-dispar* ?), d'origine tunisienne dans le sang d'une vache, VII, 1929, 55.
- Particularités évolutives peu connues des cercaires d'amphistomides, VII, 1929, 262.
- Fréquence du parasitisme d'*Hydrachna processifera* sur le *Dytiscus marginalis* en Normandie, VII, 1929, 290.
- Cycle évolutif complet de *Schistosoma bovis*. Infection naturelle en Corse et infection expérimentale de *Bullinus contortus*, VIII, 1930, 17.
- Rôle des bilharzies dans la production de certains cancers. Etude critique à propos d'un cas nouveau, VIII, 1930, 75.
- Deux hôtes intermédiaires nouveaux d'*Hymenolepis diminuta* (*information*), VIII, 1930, 102.
- La ponte des schistosomes, VIII, 1930, 268.
- Localisation vésicale expérimentale d'œufs de *Schistosoma mansoni* chez une souris. Localisations vésicales à *S. mansoni* et rectales à *S. hæmatobium* chez l'homme, VIII, 1930, 298.
- *Muspilea borreli* Sambon 1925 et cancers des souris, VIII, 1930, 309.
- Les parasites et les maladies parasitaires ou non parasitaires des animaux à fourrure (*analyse*), VIII, 1930, 655.
- Transmission d'*Anaplasma marginale* par *Rhipicephalus bursa* et par *Margaropus*, IX, 1931, 4.
- A. Balfour (1873-1931) (*nécrologie*), IX, 1931, 282.
- Bibliographie de la bilharziose (*analyse*), IX, 1931, 282.
- Description de deux bilharzies de mammifères africains, *Schistosoma curassoni* sp. inqur. et *S. rhodaini* n. sp., IX, 1931, 325.
- Némathelminthes des rats sauvages (*Epimys norvegicus*) de Caracas. I. *Protospirura bonnei*. Infections expérimentales et spontanées. Formes adultes et larvaires, IX, 1931, 344.

- Brumpt (E.).** — Némathelminthes parasites des rats sauvages *Epimys norvegicus* de Caracas. II. *Gongylonema neoplasticum* : infections spontanées et expérimentales (note préliminaire), X, 1932, 414.
- Brumpt (E.) et Chevallier (P.).** — La rate et les spléno-hépatites des bilharzioses expérimentales, IX, 1931, 15.
- Brumpt (E.) et Joyeux (Ch.).** — Description d'un nouvel échinocoque : *Echinococcus cruzi* n. sp., II, 1924, 226.
- A propos de l'*Echinococcus cruzi* (note), III, 1925, 326.
- Brumpt (E.) et Lavier (G.).** — Mode d'action du Bayer 205 sur les infections expérimentales à *Trypanosoma equinum* et à *Trypanosoma pecaudi*, I, 1923, 247.
- Un nouvel euglénien polyflagellé parasite du têtard de *Leptodactylus ocellatus* au Brésil, II, 1924, 248.
- Brun (G.).** — Présence d'embryons de *Dracunculus medinensis* dans le pus d'un abcès, VI, 1928, 447.
- Bruynoghe (R.) et Vassiliadis (P.).** — Contribution à l'étude des eperythrozaires coccoïdes, VII, 1929, 353.
- Buisson (J.).** — Sur quelques infusoires nouveaux ou peu connus parasites des mammifères, I, 1923, 209.
- Quelques infusoires parasites d'antilopes africaines, II, 1924, 155.
- Cappe de Baillon (P.).** — Mycose des centres nerveux chez le grillon domestique (*Gryllus domesticus* L.), II, 1924, 26.
- Carini (A.).** — Sur une *Grahamella* : *Grahamella acodoni* n. sp. trouvée dans le sang d'*Acodon serrensis*, II, 1924, 253.
- Carpano (M.).** — Sur la piroplasmose des oiseaux domestiques déterminée par *Egyptianella pullorum* (deuxième note), VII, 1929, 365.
- Pluralité des virus dans les infections par hémoprotozoaires et valeur de l'immunité croisée dans la création de nouvelles espèces, VIII, 1930, 1.
- Transmission expérimentale de la fièvre de la côte orientale (theilériose à *Theileria parva*) par inoculation de sang. Différenciation de *Theileria parva* et *Theileria annulata*, VIII, 1930, 8.
- Sur la nature des anaplasmes et en particulier de l'*Anaplasma centrale*, VIII, 1930, 231.
- Infections latentes à hémoprotozoaires. Maladies intercurrentes et récidives, VIII, 1930, 638.
- Localisation du *Trypanosoma theileri* dans les organes internes des bovins. Son cycle évolutif, X, 1932, 305.
- Carrosse (J.).** — La bilharziose vésicale dans le sud marocain (*Schistosoma hæmatobium*), VIII, 1930, 161.
- Carvaillo (R.) et Sautet (J.).** — Recherches expérimentales sur quelques localisations extra-intestinales de l'amibose, IV, 1926, 349.
- Cauchemez (L.).** — La méthode de Willis modifiée appliquée à l'examen des déjections d'herbivores (note), III, 1925, 206.

- Cauchemez (L.).** — Un cas remarquable d'appendicite à oxyures, VII, 1929, 280.
- Cf. Langeron, Cauchemez et Alleaux, III, 1925, 225.
- Cawston (F.-G.).** — Les schistosomes rares de l'Afrique du Sud, VIII, 1930, 259.
- Cernaianu (C.).** — A propos du chat domestique comme réservoir de *Trichinella spiralis* (note), VIII, 1930, 215.
- Chevallier (P.).** — Cf. Brumpt et Chevallier, IX, 1931, 15.
- Ciferri (R.).** — Sur un *Acrothecium* isolé du « mal del pinto » mexicain, *Acrothecium nigrum* n. sp., VII, 1929, 524.
- Sur un *Grubyella* parasite de simuliés, *Grubyella ochoterenai* n. sp., VII, 1929, 511.
- Cleveland (L.-R.).** — Les effets de l'inanition et de l'oxygénation sur la symbiose entre les termites et leurs flagellés intestinaux, III, 1925, 35.
- Action toxique de l'oxygène sur les protozoaires *in vivo* et *in vitro* ; son utilisation pour débarrasser les animaux de leurs parasites, III, 1925, 384.
- Corcuff (C.).** — Recherches sur la spécificité parasitaire des coccidies, VI, 1928, 404.
- Cordero (E.-H.).** — Notes sur les hirudinées. I. Quelques observations sur la morphologie externe d'*Ozobranchus margoï* (Apathy), VII, 1929, 209.
- Coulon (G.).** — Présence d'un nouvel *Encephalitozoon* (*Encephalitozoon brumpti* n. sp.) dans le liquide céphalo-rachidien d'un sujet atteint de méningite suraiguë, VII, 1929, 449.
- Coulon (G.) et Dinulescu (G.).** — Un cas de myiase oculaire à *Æstrus ovis* L. en Corse, IX, 1931, 140.
- Coulon (G.) et Sautet (J.).** — *Gambusia holbrooki* et paludisme en Corse. Résultats de six années de lutte antilarvaire au moyen des poissons culiciphages, IX, 1931, 530.
- Coutelen (F.).** — Essai de culture *in vitro* de scolex et d'hydatides échinococciques (*Echinococcus granulosus*), V, 1927, 1.
- Sur l'évolution vésiculaire *in vitro* des scolex échinococciques, V, 1927, 239.
- Contribution à l'étude morphologique des scolex échinococciques, V, 1927, 243.
- Contribution à l'étude de la filariose des grenouilles. Infection et surinfection expérimentales, VI, 1928, 196.
- Action *in vitro* des radiations ultra-violettes sur le sable hydatique, VII, 1929, 274.
- Essai de culture *in vitro* de microfilaires de Bancroft, VII, 1929, 399.
- Nature et rôle biologique du corps central interne des microfilaires, VII, 1929, 410.
- Présence chez les hydatides échinococciques de cellules libres à glycogène et à graisses. Leur rôle biologique possible, IX, 1931, 97.

- Coutelen (F.).** — Histogénèse des cellules libres, à glycogène et à graisses, des hydatides échinococciques, IX, 1931, 101.
- Technique simple de fixation et de coloration des cellules excrétrices à flamme vibratile (*note*), IX, 1931, 188.
- Recherches sur le système excréteur des hydatides échinococciques, IX, 1931, 423.
- Sir Ronald Ross (1857-1932) (*nécrologie*), X, 1932, 542.
- Crampon (P.).** — Cf. Duhot, Crampon et Lefebvre, IV, 1926, 233.
- Croste (R.).** — Un cas autochtone d'infection humaine par *Fasciola hepatica*, VI, 1928, 321.
- Un cas d'échinococcose secondaire guéri par le stibyl (*note*), VIII, 1930, 450.
- Curasson (G.).** — *Troglodytella abressarti*, infusoire pathogène du chimpanzé, VII, 1929, 466.
- Dalmau (L.-M.).** — Remarques sur la technique mycologique, VII, 1929, 536.
- David (A.).** — Note préliminaire sur un *Leishmania* trouvé chez le lézard gris de la région de Tibériade (Basse-Galilée, Palestine), VII, 1929, 190.
- Dekester (M.).** — Un cas de distomatose sous-cutanée au Maroc, II, 1924, 322.
- Den Heyer (J.-K.).** — Cf. Brug, Den Heyer et Haga, III, 1925, 232.
- Deschiens (R.).** — Cf. Neveu-Lemaire et Deschiens, III, 1925, 267.
- *Giardia cati* R. Deschiens 1925, du chat domestique (*Felis domestica*), IV, 1926, 33.
- Cf. Troisier et Deschiens, VIII, 1930, 562.
- Des Cilleuls (L.).** — Cf. Brocq-Rousseu, Guilliermond et Des Cilleuls, V, 1927, 48.
- Desoil (P.).** — Considérations sur l'échinococcose alvéolaire du foie en France à propos d'un cas nouveau observé dans le Pas-de-Calais, III, 1925, 151.
- Dévé (F.).** — La cuticulisation des capsules prolifères échinococciques, V, 1927, 310.
- Kyste hydatique et cancer, VIII, 1930, 437.
- A propos du traitement de l'échinococcose par l'émétique, VIII, 1930, 566.
- Dhayagude (R.).** — Y a-t-il une électivité cutanée des teignes animales? IX, 1931, 368.
- Culture de l'*Entamoeba dysenteriae* sur milieux à l'intestin de chat, X, 1932, 514.
- Dinulescu (G.).** — Sur la ponte du *Gastrophilus pecorum*, VII, 1929, 287.
- Description de la larve au premier stade du *Gastrophilus inermis* Brauer. La myiase gastrophilienne des joues chez le cheval, VII, 1929, 419.
- Facteurs qui déterminent l'éclosion des œufs de *Gastrophilus intestinalis*, VIII, 1930, 57.

- Dinulescu (G.).** — Armature génitale mâle et femelle de *Stomoxys calcitrans*, VIII, 1930, 61.
- Le *Stomoxys calcitrans*, ses attaques sur les chevaux et le bétail en Roumanie, VIII, 1930, 71.
- Cf. Coulon et Dinulescu, IX, 1931, 140.
- Larves d'œstrides produisant des tumeurs duodénales chez les chevaux en Espagne, IX, 1931, 503.
- Dogiel (V.).** — Nouveaux infusoires de la famille des Ophryoscolécidés parasites d'antilopes africaines, III, 1925, 116.
- Une nouvelle espèce du genre *Blepharocorys*, *B. bovis* n. sp. habitant l'estomac du bœuf, IV, 1926, 61.
- Sur quelques infusoires nouveaux habitant l'estomac du dromadaire (*Camelus dromedarius*), IV, 1926, 241.
- La faune d'infusoires habitant l'estomac du buffle et du dromadaire, VI, 1928, 323.
- Dollfus (R.-Ph.).** — Sur un sporozoaire parasite de cestodes (*note*), I, 1923, 201.
- Remarques sur le cycle évolutif des Hémouriens, I, 1923, 345.
- Énumération des cestodes du plancton et des invertébrés marins, I, 1923, 276, 363.
- Énumération des cestodes du plancton et des invertébrés marins. Note additionnelle, II, 1924, 86.
- Distomiens parasites de *Muridæ* du genre *Mus*, III, 1925, 85, 185.
- Sur l'état actuel de la classification des *Didymozoonidæ* Monticelli 1888 (*Didymozoidæ* Franz Poche 1907), IV, 1926, 148.
- Sur le genre *Telorchis*, VII, 1929, 29, 116.
- Existe-t-il des cycles évolutifs abrégés chez les trématodes digénétiques ? Le cas de *Ratzia parva* (Stossich 1904), VII, 1929, 196.
- Nils Johan Teodor Odhner (*nécrologie*), VII, 1929, 247.
- Addendum à mon « Énumération des cestodes du plancton et des invertébrés marins », VII, 1929, 325.
- Le point d'aboutissement des canaux collecteurs à la vessie chez les distomes ; son importance au point de vue systématique, VIII, 1930, 143.
- Métacercarie de *Nephrocephala* (*note*), VIII, 1930, 216.
- Acanthocéphalidé d'un poisson capturé par 4.785 m. de profondeur (*note*), IX, 1931, 185.
- *Amœnites helminthologica*. I. A propos de la création de *Lecithodendrium laguncula* Ch.-W. Stiles et M.-O. Nolan (*note*), 1931, IX, 1931, 483.
- Nouvel addendum à mon « Énumération des cestodes du plancton et des invertébrés marins », IX, 1931, 552.
- Métacercarie progénétique chez un planorbe, X, 1932, 407.
- Sur une monographie des *Cucullanidæ* et des *Camallanidæ*, par Nils Törnquist (*analyse*), X, 1932, 458.
- Cf. Monod et Dollfus, X, 1932, 129.

- Dollfus (R.-Ph.).** — Cf. Monod et Dollfus, X, 1932, 295.
 — Sur un *Lepoderma* de batraciens anoures de l'île Maurice, X, 1932, 509.
- Drbohlav (J.).** — Une nouvelle preuve de la possibilité de cultiver *Entamoeba dysenteriae* type *histolytica*, III, 1925, 349.
 — Culture d'*Entamoeba dysenteriae* type *tetragena minuta*, III, 1925, 358.
 — Culture d'*Entamoeba gingivalis* (Gros 1849), Brumpt 1913, III, 1925, 361.
 — Culture d'*Entamoeba coli* Lœsch 1875, emend. Schaudin, 1903, III, 1925, 364.
 — Culture d'*Entamoeba aulastomi* Nöller 1919, III, 1925, 367.
 — Culture de *Trichomonas sanguisugæ* Alexieff 1911, III, 1925, 369.
- Duché (J.).** — Identité du *Cladothrix liquefaciens* Hesse 1892 et du *Streptothrix dassonvillei* Brocq-Rousseu 1907, VII, 1929, 222.
- Duhot (E.), Crampon (P.) et Lefebvre (J.).** — Sur la production d'anticorps spécifiques par injections expérimentales de liquide hydatique, IV, 1926, 233.
- Einarsson (M.).** — L'échinococcose en Islande. Sur le mode de contamination humaine, IV, 1926, 172.
- Ejsmont (L.).** — *Spirhapalum polesianum* n. g., n. sp., trématode du sang d'*Emys orbicularis*, V, 1927, 220.
 — *Centrovitus pentadelphi* Bhalerao 1926 est identique à *Tremiorchis ranarum* Mehra et Pratap Singh Negi, 1926, VI, 1928, 88.
 — Note sur le genre *Isoaparorchis*, X, 1932, 453.
- Essex (H.-E.).** — Cf. Feldmann et Essex, VII, 1929, 204.
- Feldmann (W.-H.) et Essex (H.-E.).** — Distomatose pulmonaire chez le chat, VII, 1929, 204.
- Fiebrig-Gertz (C.).** — Un diptère ectoparasite sur un phasme, VI, 1928, 284.
- Fornara (L.).** — Cf. Schwetz et Fornara, VII, 1929, 453.
- França (C.).** — Notes parasitologiques sur l'Angola, III, 1925, 255.
- Froes (H.-P.).** — Larves de *Strongyloides* dans un épanchement séro-hémorragique de la plèvre, VIII, 1930, 171.
- Fuhrmann (O.).** — Questions de nomenclature concernant le genre *Raillietina* Fuhrmann (Syn. : *Davainea* Bl.), II, 1924, 312.
 — Sur le développement et la reproduction asexuée de *Idiogenes otidis* Kr., III, 1925, 143.
- Fujita (T.).** — Etudes sur les parasites de l'huître comestible du Japon *Ostrea gigas* Thunberg (traduit et annoté par R.-Ph. Dollfus), III, 1925, 37.
- Galliard (H.).** — Sur un cas d'infection à *Trypanosoma theileri* et *Piroplasma bigeminum*, III, 1925, 21.
 — Cf. Lavier et Galliard, III, 1925, 113.
 — Cf. Ota et Galliard, IV, 1926, 14.
 — Longue conservation en tubes scellés du milieu de Ponselle pour la culture des trypanosomes (*note*), IV, 1926, 388.

- Galliard (H.).** — Note sur les culicidés de Corse, V, 1927, 97.
- Contribution à l'étude des Culicidés d'Espagne, VI, 1928, 206.
 - Culture des trypanosomes, et en particulier *T. inopinatum*, en milieu liquide sucré (*note*), VII, 1929, 248.
 - Quelques Culicidés nouveaux pour la Corse, en particulier *Culex impudicus* Ficalbi, VI, 1928, 451.
 - De quelques causes influant sur l'évolution de l'infection mixte à trypanosomes et à tréponèmes, VII, 1929, 57 et 249 (*erratum*).
 - Remarques sur la culture de *Trypanosoma cruzi* Chagas, VII, 1929, 367.
 - Envahissement précoce et intense de la cavité abdominale de la souris au cours des infections à *Trypanosoma cruzi*, VII, 1929, 377.
 - Localisation péritonéale exclusive au cours de certaines infections à *Trypanosoma cruzi* chez la souris, VIII, 1930, 140.
 - *Culex brumpti* n. sp. Moustique nouveau trouvé en Corse, IX, 1931, 134.
 - Culicidés du Gabon. I. Culicinés, avec la description d'une espèce et de deux variétés nouvelles, IX, 1931, 225.
 - *Anopheles* de la Rhodésie du Sud (*analyse*), IX, 1931, 284.
 - Complications infectieuses de la filariose (*analyse*), IX, 1931, 284.
 - Moustiques d'Indo-Chine (*analyse*), IX, 1931, 285.
 - Culicidés du Gabon. II. Culicinés (*suite*). Remarques sur la biologie des *Mansonioides* et d'*Aedes (Stegomyia) argenteus* Poiret, IX, 1931, 514.
 - Culicidés du Gabon. III. Anophélinés, X, 1932, 85.
 - Culicidés du Gabon. IV. Essai sur leur biologie dans leurs rapports avec le paludisme local, X, 1932, 465.
- Galliard (H.) et Nitzulescu (V.).** — Contribution à l'étude des phlébotomes du Gabon. *Phlebotomus sanneri* n. sp., IX, 1931, 233.
- Galliard (H.) et Robles (R.).** — Inoculation de la verruga au singe, *Cynomolgus (Cynomolgus) fascicularis* avec des cultures de *Bartonella bacilliformis*, VI, 1928, 1.
- Gaupillat (M.) et Neveux.** — Existence d'un foyer autochtone de piroplasmose équine à *Piroplasma caballi* en Haute-Marne, III, 1925, 375.
- Gedoelst (L.).** — Note sur la larve du *Gasterophilus hæmorrhoidalis* et description de la larve d'une nouvelle espèce africaine, I, 1923, 269.
- Les trois stades larvaires de *Cobboldia loxodontis*, I, 1923, 354.
 - Un syngame parasite de l'hippopotame, II, 1924, 307.
- Germain (L.) et Neveu-Lemaire (M.).** — Essai de malacologie médicale, IV, 1926, 286, 352.
- Gobind Singh Thapar.** — Sur un nouveau trématode d'un poisson de l'Inde, *Gomtia piscicola* n. sp., VIII, 1930, 249.

- Gouchanskaja (L.) et Vassilkowa (Z.).** — Nématodes du genre *Eucoleus* Duj. 1845, chez les oiseaux, VIII, 1930, 619.
- Graf (H.) et Theiler (A.).** — Quelques observations récentes sur la nature de *Gonderia mutans*, VI, 1928, 4.
- Grassé (P.-P.).** — *Anisomitus denisi* n. g., n. sp., schizophyte de l'intestin du canard domestique, III, 1925, 343.
- Grigorakis (L.).** — L'étude des dermatophytes et les critiques de MM. Sabouraud et Langeron, VII, 1929, 83.
- Guiart (J.).** — A propos des travaux récents sur la classification des dermatophytes, VII, 1929, 80.
- Guilliermond.** — Cf. Brocq-Rousseu, Guilliermond et Des Cilleuls, V, 1927, 48.
- Haga (J.).** — Cf. Brug, Den Heyer et Haga, III, 1925, 232.
- Hakki (I.).** — Statistique parasitologique en Turquie (*note*), VI, 1928, 246.
- Harant (H.).** — Sur une pseudo-tumeur à nématodes chez un poisson sélacien (*Scylliorhinus canicula* L.), VII, 1929, 282.
- Henry (A.) et Lebïois (Ch.).** — Classification des coccidies de la famille des *Diplosporidæ* H. et L. 1925, IV, 1926, 22.
- Henry (A.) et Masson (G.).** — Considérations sur le genre *Globidium*, *Globidium cameli* n. sp., parasite du dromadaire, X, 1932, 385 et 544 (*erratum*).
- Hernault (J.).** — L'hôte intermédiaire de *Schistosoma japonicum* en Chine (*analyse*), I, 1923, 395.
- Herzog (L.) et Lavier (G.).** — Traitement d'un cas de debab du dromadaire par le Bayer 205, I, 1923, 73.
- Horovitz (A.) et Sautet (J.).** — Remarques sur la culture des parasites du paludisme, VII, 1929, 151.
- Houdemer (E.).** — Cf. Joyeux et Houdemer, V, 1927, 289.
— Cf. Joyeux et Houdemer, VI, 1928, 27.
- Isobe (M.).** — Présence de *Tænia hydatigena* Pallas, 1766, chez *Macacus cynomolgus* L., II, 1924, 236.
- Jamot (E.).** — Cf. Tanon et Jamot, II, 1924, 327.
- Joyeux (Ch.).** — Note sur le *Multiceps spalacis* (Moniez, 1880), I, 1923, 65.
— Sur un cas de gale norvégienne en Afrique occidentale, I, 1923, 167.
— Présence de *Dinobothrium plicatum* Linton 1922 chez *Cetorhinus maximus* (L.), I, 1923, 344.
— Recherches sur le cycle évolutif des *Cylindrotænia*, II, 1924, 74.
— La Commission pour l'étude de la faune helminthologique de Russie (*information*), II, 1924, 99.
— Les trématodes sanguicoles (*analyse*), II, 1924, 100.
— Cf. Brumpt et Joyeux (II, 1924, 226).
— Liste de quelques helminthes récoltés dans les colonies portugaises d'Afrique, II, 1924, 232.
— Cestodes des poules d'Indochine, II, 1924, 314.

- Joyeux (Ch.).** — Parasites des poules à Formose (*note*), III, 1925, 103.
- *Hymenolepis nana* et *Hymenolepis fraterna*, III, 1925, 270.
- Cf. Brumpt et Joyeux, III, 1925, 326.
- Le Docteur B.-H. Ransom (*nécrologie*), IV, 1926, 104.
- Recherches sur le cycle évolutif d'*Hymenolepis erinacei* (Gmelin 1789), V, 1927, 20.
- Deux parasites nouveaux pour la marmotte des Alpes : *Marmota marmotta* L. (cysticerque et sarcosporidie) (*note*), V, 1927, 381.
- La classification des cestodes d'après quelques travaux récents, VI, 1928, 132.
- Cysticerque de *Cladotænia cylindracea* (Bloch) chez le campagnol commun : *Microtus arvalis* (*note*), VI, 1928, 477.
- Procédé pour rechercher les cysticercoïdes des petits crustacés, VII, 1929, 112.
- Joyeux (Ch.) et Alleaux (V.).** — Un cas de laderie chez le lapin domestique (*Oryctolagus cuniculus* var. *domesticus*), II, 1924, 319.
- Joyeux (Ch.) et Baer (J.-G.).** — Etude de quelques cestodes provenant des colonies françaises d'Afrique et de Madagascar, V, 1927, 27.
- Recherches sur quelques espèces du genre *Bothridium* (*Diphyllobothriidæ*) de Blainville 1824, V, 1927, 127.
- Sur quelques cestodes de la région d'Entebbé, VI, 1928, 179.
- Joyeux (Ch.) et Houdemer (E.).** — Recherches sur la faune helminthologique de l'Indochine (cestodes et trématodes), V, 1927, 289.
- Recherches sur la faune helminthologique de l'Indochine (cestodes et trématodes) (*suite et fin*), VI, 1928, 27.
- Joyeux (Ch.) et Kobozieff (N.-I.).** — Recherches sur l'*Hymenolepis microstoma* (Dujardin, 1845), VI, 1928, 59.
- Joyeux (Ch.) et Mathias (P.).** — Cestodes et trématodes récoltés par le professeur Brumpt au cours de la mission du Bourg-de-Bozas, IV, 1926, 333.
- Kawatsure (S.).** — Cf. Ota et Kawatsure, IX, 1931, 144.
- Khalil (M.).** — Un nouvel ascaride chez *Rana esculenta*, de provenance corse, IV, 1926, 323.
- Une nouvelle espèce de *Parabronema* du rhinocéros (*Parabronema rhinocerotis* n. sp.), V, 1927, 37.
- *Cruzia mexicana* n. sp. parasite d'un lézard mexicain, V, 1927, 41.
- Introduction du poisson *Gambusia affinis* en Egypte, dans le Soudan anglo-égyptien, à Chypre et en Syrie pour combattre le paludisme, VIII, 1930, 593.
- Kobozieff (N.-I.).** — Cf. Joyeux et Kobozieff, VI, 1928, 59.
- Konsuloff (St.).** — Recherches sur l'évolution des cestodes de la famille des *Anoplocephalidæ*, VII, 1929, 477.
- Sur une série de parasites trouvés dans le lait (*note préliminaire*), VIII, 1930, 244.

- Kostileff (N.).** — Le genre *Leptorhynchoïdes*, nouveau genre d'acanthocéphale, parasite des poissons, II, 1924, 214.
- Krause (Ester).** — Contribution à l'étude du *Diphyllbothrium latum* (L.) en Palestine. Description d'anomalies chez ce cestode, V, 1927, 249.
- Kyriazides (K.).** — Champignons des mycétomes observés en Grèce, VIII, 1930, 194.
- La Direction.** — Création d'un Office de faunistique et de parasitologie marocaines (*information*), III, 1925, 206.
- Hommage au professeur A. Railliet (*information*), IV, 1926, 308.
- A propos des genres *Philura* et *Dermophthirius* Mac Callum 1926 (*information*), IV, 1926, 386.
- Sir William Leishman (*nécrologie*), IV, 1926, 386.
- Sir Stewart Stockman (*nécrologie*), IV, 1926, 386.
- Ecole de Malariologie (*information*), V, 1927, 177.
- Jubilé du Docteur Escomel (*information*), VI, 1928, 138.
- Nominations (*information*), VI, 1928, 138.
- Amendements aux règles internationales de la nomenclature zoologique (*information*), VI, 1928, 245.
- Johannes Fibiger (*nécrologie*), VI, 1928, 246.
- Nomenclature (*information*), VII, 1929, 348.
- XII^e Congrès international de zoologie (*information*), X, 1932, 96.
- Langeron (M.).** — Phlébotomes capturés en Crète (*note*), I, 1923, 108.
- Moustiques capturés en Crète (*note*), I, 1923, 108.
- Mollusques d'eau douce pêchés en Crète (*note*), I, 1923, 109.
- Les oscillariées parasites du tube digestif de l'homme et des animaux, I, 1923, 75, 113.
- Cf. Ota et Langeron, I, 1923, 305.
- Phlébotomes de la région parisienne (*note*), III, 1925, 104, 127.
- Hibernation de *Theobaldia annulata* (*note*), III, 1925, 325.
- Biologie et écologie des utriculaires dans leurs rapports avec la prophylaxie du paludisme, III, 1925, 412.
- Sexualité des larves de moustiques, IV, 1926, 126.
- Travaux récents sur la classification des dermatophytes, IV, 1926, 193.
- Notes sur les moustiques de la région parisienne. Localités nouvelles et espèces mal connues (*note*), IV, 1926, 199.
- Note additionnelle sur la sexualité des larves de moustiques (*note*), IV, 1926, 308.
- Les prétendues mycoses de la rate, VI, 1928, 211.
- Les larves anormales de moustiques ou larves à collier et à cerceaux, VI, 1928, 273.
- Mycétome à *Torula jeanselmei* Langeron 1928. Nouveau type de mycétome à grains noirs, VI, 1928, 385.
- Travaux récents sur les dermatophytes, II, VI, 1928, 470.
- Hideyo Noguchi (*nécrologie*), VI, 1928, 478.

- Langeron (M.).** — Détermination du pH des eaux sur le terrain (*note*), VII, 1929, 88.
- Faune et pathologie polynésiennes et mélanésiennes (*analyse*), VII, 1929, 89.
- Mycose d'une larve de *Culex hortensis* en Corse, VII, 1929, 107.
- Le *Trichosporium pedrosoi* (Brumpt 1921), agent de la dermatite verruqueuse brésilienne, VII, 1929, 145.
- Helminthologie (*analyse*), VII, 1929, 247.
- Les astérinées parasites de l'homme. La piedra, VII, 1929, 309.
- Helminthologie (*analyse*), VII, 1929, 444.
- Arthropodes (*analyse*), VIII, 1930, 102.
- Georges Neumann (1846-1930) (*nécrologie*), VIII, 1930, 567.
- Faune de l'Inde (*analyse*), VIII, 1930, 570.
- A. Railliet (1852-1930) (*nécrologie*), X, 1931, 87.
- Faune parasitaire de l'Inde (*analyse*), IX, 1931, 285.
- Le bouton d'Orient en Grèce (*analyse*), IX, 1931, 286.
- Parasitologie chinoise (*analyse*), IX, 1931, 561.
- A propos du *Phlebotomus larroussei* (*note*), X, 1932, 96.
- Faune parasitaire de l'Inde (*analyse*), X, 1932, 300.
- Langeron (M.), Cauchemez (L.) et Alleaux (V.).** — Culture de mas-sues obtenues dans trois cas d'actinobacilliose bovine, III, 1925, 225.
- Langeron (M.) et Milochevitch (S.).** — Morphologie des dermatophytes sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides (*note* préliminaire), VIII, 1930, 422.
- Morphologie des dermatophytes sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides. Essai de classification (deuxième mémoire), VIII, 1930, 465.
- Langeron (M.) et Nitzulescu (V.).** — *Phlebotomus larroussei* n. sp., nouvelle espèce européenne de phlébotome, IX, 1931, 72.
- Révision des phlébotomes de France, X, 1932, 286.
- Langeron (M.) et Talice (R.-V.).** — Un nouveau type de lésion pilaire expérimentale produite par la culture purement pléomorphique du *Sabouraudites felineus*, VIII, 1930, 419.
- Immunité produite par des souches pléomorphiques de *Sabouraudites felineus*, VIII, 1930, 509.
- Nouvelles méthodes d'étude et essai de classification des champignons levuriformes, X, 1932, 1.
- Larrousse (F.).** — Phlébotomes capturés au Kef (Tunisie), (*note*), I, 1923, 108.
- Présence au Kef (Tunisie) d'une nouvelle espèce du genre *Ornithodoros* : *O. normandi* n. sp., I, 1923, 170.
- Présence d'une larve de *Gasterophilus pecorum* Fab. dans l'estomac du lapin domestique (*Oryctolagus cuniculus* var. *domesticus*), I, 1923, 178.
- Un cas de myiase humaine à *Wohlfartia magnifica* Schiner, observé au Kef (Tunisie) (*note*), I, 1923, 203.

Larrousse (F.). — Triatomes d'Asie ; description d'une nouvelle espèce : *Triatoma bouvieri* n. sp., II, 1924, 62.

- Description de la femelle de *Triatoma maxima* (Uhler, 1894), II, 1924, 207.
- Au sujet d'un prétendu phlébotome, hôte vecteur possible du bouton d'Orient (*note*), II, 1924, 102.
- Nouveau cas de myiase oculaire à *Æstrus ovis* L. en France (*note*), II, 1924, 274.
- Deux nouveaux cas de larves de névroptères éventuellement hématophages (*note*), II, 1924, 354.
- Larve de *Culex* à branchies très développées, nouvelle pour la faune française (*Culex lavieri* n. sp.), III, 1925, 68.
- Phlébotomes observés dans de nouvelles localités françaises (*note*), III, 1925, 103.
- Contribution à l'étude des tiques d'Annam ; description de deux espèces nouvelles du genre *Hæmaphysalis* : *H. obesa* n. sp. et *H. lagrangei* n. sp., III, 1925, 301.
- Description de deux espèces nouvelles du genre *Triatoma* : *T. carrioni* n. sp. et *T. pintoï* n. sp., IV, 1926, 136.
- Etude biologique et systématique du genre *Rhodnius* Stal (Hémiptères, *Reduviidæ*), V, 1927, 63.
- Présence du *Phlebotomus ingrami* Newst. à Entebbé (Uganda), VI, 1928, 203.
- Remarques au sujet du sarcome à cysticerques dans le foie du rat, X, 1932, 330.

Lavier (G.). — Cf. Balozet, Lavier et Velu, I, 1923, 70.

- Cf. Herzog et Lavier, I, 1923, 73.
- Sur deux espèces nouvelles du genre *Giardia* : *G. viscaciæ* de la viscacha (*Viscacia viscacia*) et *G. varani* du varan (*Varanus niloticus*), I, 1923, 147.
- Ixodidés récoltés au Maroc (*note*), I, 1923, 200.
- Mollusques d'eau douce recueillis au Maroc (*note*), I, 1923, 202.
- Cf. Brumpt et Lavier, I, 1923, 247.
- Sur la fonction du corps parabasal de *Giardia*, I, 1923, 342.
- Deux espèces de *Giardia* du rat d'égoût parisien (*Epimys norvegicus*), II, 1924, 161.
- A propos du nom du parasite supposé de la rage (*note*), II, 1924, 178.
- Cf. Brumpt et Lavier, II, 1924, 248.
- *Eimeria hessei* n. sp., coccidie intestinale de *Rhinolophus hipposideros*, II, 1924, 335.
- Cf. Velu, Barotte et Lavier, III, 1925, 1.
- Cf. Velu, Barotte, Balozet et Lavier, III, 1925, 12.
- Infections héréditaires par les parasites animaux, III, 1925, 306.
- Note sur le *Chilomitus lagostomi* da Fonseca 1916, IV, 1926, 341.
- *Entamoeba varani* n. sp., amibe parasite de reptile, VI, 1928, 152.

- Lavier (G.) et Galliard (H.).** — Parasitisme sanguin d'un *Hexamitus* chez un crapaud (*Bufo calamita*), III, 1925, 113.
- Leblois (Ch.).** — Cf. Henry et Leblois, IV, 1926, 22.
- Lefebvre (J.).** — Cf. Duhot, Crampon et Lefebvre, IV, 1926, 233.
- Le Gac (P.).** — Cf. Raynal et Le Gac, X, 1932, 497.
— Cf. Raynal et Le Gac, X, 1932, 504.
- Léon (N.).** — Sur l'appareil buccal de la punaise (*Cimex lectularius*), II, 1924, 71.
— Action des ectoparasites sur les culicidés, II, 1924, 211.
— Accouplement et fécondation du *Dibothriocephalus latus*, III, 1925, 263.
— Sur la bifurcation du *Dibothriocephalus latus*, IV, 1926, 236.
— Accouplement et fécondation du *Fasciola hepatica*, V, 1927, 236.
- Lignières (J.).** — Nouvelle contribution à l'étude des champignons produisant les actinomycoses, II, 1924, 1.
- Li Yuan Po.** — *Entamæba bobaci* n. sp. des tarabagans (*Marmota bobac*), VI, 1928, 339.
— Culture de *Chilomastix aulastomi*, VII, 1929, 61.
- Lopez-Neyra (C.-R.).** — Sur les cysticercoïdes de quelques *Dipylidium*, V, 1927, 245.
— Relations du *Davainea madagascariensis* et des espèces parasites des mammifères. Considérations sur les *Davainea*, IX, 1931, 162.
— *Hymenolepis pittalugai* n. sp. et ses rapports avec les espèces similaires (*H. macrocanthos*), X, 1932, 248.
- Lubimow (M.-P.).** — *Pithecostrongylus satyri* n. g., n. sp., trouvé dans l'intestin d'un orang-outang, VIII, 1930, 51.
- Mac Callum (G.-A.).** — Revue du genre *Spirorchis* Mac Callum, IV, 1926, 97.
— Deux nouveaux trématodes parasites de *Carcharhinus commercialis* : *Philura orata* et *Dermophthirius carcharhini*, IV, 1926, 162.
— *Dermophagus squali* n. g., n. sp., IV, 1926, 330.
— Rectification de nomenclature (note), V, 1927, 382.
- Mackinnon (J.-E.).** — Cf. Talice et Mackinnon, VII, 1929, 97.
- Maes (E.).** — *Schistosoma hæmatobium* au Soudan français ; enquête sur la bilharziose vésicale dans le cercle de l'Issa-Ber (Boucle du Niger), II, 1924, 82.
- Mandoul (A.-H.).** — A propos de l'acare de la gale norvégienne, III, 1925, 394.
— Présence à Bordeaux de *Culicoides perpungens*, IV, 1926, 319.
— A propos des *Culicoides* de la région bordelaise, VII, 1929, 218.
— A propos de l'action de quelques helminthes sur l'évolution de la tuberculose, IX, 1931, 323.
- Markoff (A.).** — Cf. Belitzer et Markoff, VIII, 1930, 598.
- Markowski (S.).** — Evolution de *Cladotænia cylindracea* (Bloch), VI, 1928, 431.

- Marotel (G.).** — Une nouvelle maladie parasitaire du dindon : la monostomidose cutanée (*note*), V, 1927, 279.
- Marzinowsky (E.).** — Du développement de la microfilaire du *Gymnodactylus fedtschenki*, V, 1927, 114.
- Du développement de l'*Hamogregarina stepanovi*, V, 1927, 140.
- Massia (G.) et Morenas (L.).** — Fibro-adénome biliaire à type pré-cancéreux dans un foie de mouton douvé, VIII, 1930, 165.
- Masson (G.).** — Cf. Henry et Masson, X, 1932, 385.
- Mathias (P.).** — Cf. Joyeux et Mathias, IV, 1926, 333.
- Sur une cercaire monstre double du type lambdaïde, VIII, 1930, 147.
- Sur *Cercaria ocellata* La Valette, VIII, 1930, 151.
- Matthey (R.).** — Biologie de *Tachina larvarum* Meigen, II, 1924, 202.
- Mehra (H.-R.).** — Nouveaux monostomes de la famille des *Pronocephalidae* des tortues d'eau douce de l'Inde. Classification de cette famille, X, 1932, 225.
- Classification de la famille des *Pronocephalidae* Looss, X, 1932, 323.
- Note sur le genre *Neopronocephalus* Mehra 1932, X, 1932, 544.
- Mercier (L.).** — Présence de la mouche du ver chevelu des laines australiennes (*Chrysomya albiceps* Wied.) sur la côte du Calvados. Une hypothèse de travail en vue de sa destruction, VI, 1928, 200.
- Michajlow (W.).** — *Triænoporus crassus* Forel (= *T. robustus* Olsson) et son développement, X, 1932, 257.
- Les adaptations graduelles des copépodes comme premiers hôtes intermédiaires de *Triænoporus nodulosus* Pall, X, 1932, 334.
- Millien (C.).** — Considérations épidémiologiques sur la fièvre bilieuse hémogloburique, II, 1924, 169.
- Milochevitch (S.).** — Sur un cas de trichophytie produit par une espèce nouvelle de *Trichophyton*, *T. langeroni* n. sp., IX, 1931, 456.
- Cf. Langeron et Milochevitch, VIII, 1930, 422.
- Cf. Langeron et Milochevitch, VIII, 1930, 465.
- Monod (Th.).** — Sur un *Braga* du Paraguay, IX, 1931, 363.
- Contribution à l'étude de quelques copépodes parasites de poissons, X, 1932, 345.
- Monod (Th.) et Dollfus (R.-Ph.).** — Les copépodes parasites de mollusques, X, 1932, 129.
- Les copépodes parasites de mollusques (premier supplément), X, 1932, 295.
- Monod (Th.) et Vladikov (V.).** — Sur quelques copépodes parasites provenant de la Russie sous-carpathique, IX, 1931, 202.
- Morales (R.).** — Un cas de lymphangite sporotrichosique au Guatemala, IX, 1931, 366.
- Morenas (L.).** — Cf. Massia et Morenas, VIII, 1930, 165.
- La giardiose des voies biliaires, VIII, 1930, 201.

- Moutier (F.).** — Parasitisme occasionnel d'un diptère *Cratærhina pallida* Latr. sur l'homme, VI, 1928, 105.
- Mtschelidze (J.).** — Sur un cas de dicrocœliose chez l'homme, IX, 1932, 68.
- Negroni (P.).** — Sur une nouvelle espèce de *Saccharomyces*, *S. annulatus* n. sp., VII, 1929, 303.
- Un nouveau *Trichophyton endothrix*, *Trichophyton areolatum* n. sp., VII, 1929, 438.
- Etude mycologique d'une souche de *Monilia albicans*, X, 1932, 276.
- Nessmann (V.) et Trenszt (F.).** — Nouveaux cas de bilharziose intestinale à *Schistosoma hæmatobium* observés au Gabon, VI, 1928, 182.
- Neveu-Lemaire (E.).** — Répartition de la bilharziose vésicale en Irak, VII, 1929, 1.
- Neveu-Lemaire (M.).** — L'évolution de la classification des *Culicidæ*, I, 1923, 90.
- Présence d'*Ascaris ovis* chez le chevreuil (*Capreolus capreolus*), I, 1923, 265.
- Maladies parasitaires observées à Ciudad Bolivar, Venezuela (analyse), I, 1923, 301.
- Les strongylidés du rhinocéros africain (*Rhinoceros bicornis*), II, 1924, 121.
- La femelle de *Khalilia rhinocerotis* Neveu-Lemaire, parasite du rhinocéros africain (*Rhinoceros bicornis*), II, 1924, 224.
- Description d'un strongle nouveau du rhinocéros africain, *Quilonia parva* n. sp., III, 1925, 290.
- Le professeur G.-B. Grassi (nécrologie), III, 1925, 325.
- Le mâle de *Pteridopharynx omoensis* Neveu-Lemaire, parasite du rhinocéros africain (*Rhinoceros bicornis*), III, 1925, 392.
- La femelle de *Buissonia longibursa* Neveu-Lemaire, parasite du rhinocéros africain (*Rhinoceros bicornis*), IV, 1926, 85.
- La parasitologie au Venezuela (analyse), IV, 1926, 105.
- Cf. Germain et Neveu-Lemaire, IV, 1926, 286, 352.
- Sur la classification des nématodes (analyse), IV, 1926, 309.
- Dr Carlos França (nécrologie), V, 1927, 89.
- *Protopharynx hamospiculata* n. sp., nématode parasite d'un pangolin africain (*Manis (Pholidotus) temminckii*), V, 1927, 107.
- Les œsophagostomes des phacochères, V, 1927, 214.
- Essai de mammalogie médicale. I. Les mammifères réservoirs de virus des maladies infectieuses de l'homme, V, 1927, 143, 252.
- Essai de mammalogie médicale. II. Les mammifères hôtes intermédiaires ou hôtes définitifs des helminthes parasites de l'homme et ceux qui hébergent des parasites qui leur sont communs avec l'espèce humaine, V, 1927, 356 ; VI, 1928, 107.
- Faune polynésienne et mélanésienne (analyse), VI, 1928, 138.

- Neveu-Lemaire (M.).** — Strongylidés nouveaux du genre *Quilonia* chez l'éléphant d'Afrique, VI, 1928, 186.
- Considérations sur les genres *Murshidia* et *Pteridopharynx*, VI, 1928, 193.
- Strongylidés nouveaux des genres *Murshidia* et *Memphisia* chez l'éléphant d'Afrique, VI, 1928, 291.
- Neveu-Lemaire (M.) et Deschiens (R.).** — Anomalie observée chez un *Tænia saginata*, III, 1925, 267.
- Neveu-Lemaire (M.) et Pellegrin (J.).** — Essai d'ichthyologie médicale. Les poissons hôtes intermédiaires des helminthes parasites de l'homme, VI, 1928, 221, 343.
- Nitzulescu (G.).** — Cf. Nitzulescu (V.) et Nitzulescu (G.), IX, 1931, 122.
- Nitzulescu (V.).** — Contribution à l'étude des phlébotomes de Roumanie, VII, 1929, 430.
- Sur quelques phlébotomes de Yougoslavie, VII, 1929, 494.
- Sur le *Phlebotomus chinensis*, VIII, 1930, 362.
- Sur la présence en Europe du *Phlebotomus major* s. str., VIII, 1930, 376.
- Sur une variété de *Phlebotomus perniciosus*, VIII, 1930, 382.
- Sur le *Phlebotomus troglodytes* et le *Phlebotomus brumpti*, VIII, 1930, 386.
- Contribution à l'étude de la femelle du *Phlebotomus intermedius*, VIII, 1930, 523.
- Sur le *Phlebotomus ariasi* Tonnoir 1921. Sa présence en France, VIII, 1930, 530.
- *Phlebotomus demeijerei* n. sp. de Java (syn. *P. perturbans* de Meijere 1903, *pro parte*), VIII, 1930, 540.
- *Phlebotomus langeroni* n. sp. et *P. langeroni* var. *longicuspis* n. var. de Douar-Shott (Tunisie), VIII, 1930, 547.
- Cf. Langeron et Nitzulescu, IX, 1931, 72.
- Contribution à l'étude des phlébotomes du groupe *minutus*, *P. minutus* str. sensu et *P. parroti*, IX, 1931, 111.
- Cf. Galliard et Nitzulescu, IX, 1931, 233.
- Sur un phlébotome nouveau du Venezuela, *P. gomezi* n. sp., IX, 1931, p. 247.
- Deuxième contribution à l'étude des phlébotomes du groupe *minutus*, *Phlebotomus fallax* Parrot, 1921, IX, 1931, 256.
- A propos du *Phlebotomus chinensis*, IX, 1931, 261.
- Sur la présence en Yougoslavie du *Phlebotomus perniciosus* var. *tobbi* Adler, Theodor et Lourie, 1930, IX, 1931, 266.
- Essai de classification des phlébotomes, IX, 1931, 371.
- Cf. Langeron et Nitzulescu, X, 1932, 286.
- Nitzulescu (V.) et Nitzulescu (G.).** — Essai de table dichotomique pour la détermination des phlébotomes européens, IX, 1931, 122.
- Okada (J.-K.).** — Un cas nouveau de myiase du tube digestif causé par la larve de *Psychoda B. punctata* Curt, V, 1927, 105.

- Okada (J.-K.).** — Description d'un trématode nouveau : *Wedlia katsu-wonicola* n. sp., seconde espèce du genre, IV, 1926, 140.
- Oquiñena (F.).** — Etudes sur *Hymenolepis nana* en Espagne, VII, 1929, 469.
- Orleman (M.) et Stiles (C.-W.).** — La nomenclature des genres de cestodes, *Raillietina*, *Ransomia* et *Johnstonia*, IV, 1926, 65.
- Ota (M.).** — Cinq levures du genre *Debaryomyces* considérées comme pathogènes, I, 1923, 124.
- Sur une nouvelle espèce d'*Aspergillus* pathogène : *Aspergillus jeanselmei*, I, 1923, 137.
- Essai de classification des blastomycètes pathogènes, II, 1924, 34.
- Le *Cryptococcus farcinimosus* Rivolta doit prendre place parmi les dermatophytes du genre *Grubyella*, III, 1925, 71.
- Affinités du *Trichophyton albiscans* Nieuwenhuis avec les Aleuriosporés du genre *Glenospora* Berk. et Curt, III, 1925, 79.
- Remarques complémentaires sur la levure pathogène de Favre (*Myceloblastanion favrei* n. sp.), III, 1925, 181.
- Sur quelques champignons pathogènes du type *Trichosporum beigeli* Vuillemin, IV, 1926, 1.
- *Epidermophyton-Epidermidophyton*, IX, 1931, 277.
- Ota (M.) et Galliard (H.).** — Sur une teigne trichophytique d'un bovidé du Cameroun, produite par une espèce nouvelle de *Grubyella*, *G. camerounensis* n. sp., IV, 1926, 14.
- Ota (M.) et Kawatsure (S.).** — Inoculabilité au cobaye et immunologie des champignons parasites du genre *Endodermophyton* Castellani, IX, 1931, 144.
- Ota (M.) et Langeron (M.).** — Nouvelle classification des dermatophytes, I, 1923, 305.
- Pellegrin (J.).** — Cf. Neveu-Lemaire et Pellegrin, VI, 1928, 221, 343.
- Penso (G.).** — Présence des œufs d'oxyures en pleine muqueuse intestinale et biologie des oxyures, X, 1932, 271.
- Philip (B.).** — Découverte en Afrique occidentale d'*Hunterellus hookeri* Howard, parasite des Ixodidés, IX, 1931, 276.
- Pickard (R.-J.).** — Note sur l'infection à *Councilmania lafleuri*, VI, 1928, 155.
- Ponselle (A.).** — La culture de *Trypanosoma inopinatum*, trypanosome pathogène de la grenouille, I, 1923, 155.
- Essai d'immunisation contre les trypanosomes pathogènes, I, 1923, 159.
- La culture des trypanosomes et les conditions physico-chimiques qui la déterminent, I, 1923, 181.
- Prudot d'Avigny (G.).** — La bilharziose dans le Soudan français (note), II, 1924, 178.
- Poisson (R.).** — Sur deux entophytes parasites intestinaux de larves de diptères, X, 1932, 435.
- *Leptomonas naucoridis* n. sp., parasite intestinal de *Naucoris maculatus* Fabr., III, 1925, 28.

- Puntoni (V.).** — Infestation des cultures de champignons par des acarïens du genre *Tarsonemus*. Préservation des cultures, IX, 1931, 359.
- Railliet (A.).** — Le véritable *Strongylus tetracanthus* Melhis et son rôle pathogène, I, 1923, 5.
- Raynal (J.).** — *Schistosoma mansonii* chez le malgache, VII, 1929, 10.
- Raynal (J.) et Le Gac (P.).** — Sur la présence de *Phlebotomus papatasi* (Scopoli 1786) à Marseille, X, 1932, 497.
- Sur un exemplaire de *Phlebotomus larroussei* Langeron et Nitzulescu 1931, capturé à la Rose (banlieue de Marseille), X, 1932, 504.
- Reina-Guerra (A.).** — Mycétome actinomycosique à grains jaunes à San Salvador, V, 1927, 344.
- Reiss (F.).** — Caractères morphologiques et biologiques de certaines espèces de *Monilia*, VII, 1929, 506.
- Rémy (P.).** — *Ballodora marcelli* n. sp., Vorticellide commensal du crustacé isopode terrestre *Trichoniscus (Spiloniscus) provisorius* Racovitza, VI, 1928, 419.
- Présence de *Dermocystidium ranæ* Guyénot et Naville chez une *Rana esculenta* L. de Lorraine, IX, 1931, 1.
- Ribeiro dos Santos.** — Localisation rare de l'*Hypoderma bovis* chez l'homme, IX, 1931, 512.
- Riley (W.-A.).** — Le chat domestique comme réservoir de *Trichinella spiralis* (note), VI, 1928, 477.
- Rivalier (E.) et Seydel (S.).** — Nouveau procédé de culture sur lames gélosées appliqué à l'étude microscopique des champignons des teignes, X, 1932, 444.
- Rivière (R.).** — Description d'une nouvelle espèce de pontobdelle, *Pontobdella brumpti* n. sp., III, 1925, 292.
- Rodhain (J.).** — Contribution à la faune des œstridés du Congo belge, V, 1927, 195.
- Rondeau du Noyer (M.).** — Détermination des nématodes parasites de l'homme par la striation cuticulaire (note), VI, 1928, 137.
- Parasitisme accidentel de Myriapodes chez l'homme (note), VI, 1928, 368.
- Ruszkowski (J.-S.).** — Essai du procédé de Leslie Sheather pour concentrer les œufs d'helminthes destinés à l'expérimentation (note), III, 1925, 207.
- *Telorchis gabesensis* n. sp., parasite de la tortue africaine *Clemmys leprosa* Scheweigg, IV, 1926, 327.
- Sur quelques anomalies des trématodes, III, 1925, 388.
- Sabouraud (R.).** — Sur la classification botanique des dermatophytes, II, 1924, 172.
- Sur la nouvelle classification des dermatophytes proposée par M. Grigorakis, VI, 1928, 455.
- Concernant les diverses classifications proposées pour les dermatophytes, VII, 1929, 228.

- Sadi de Buen.** — Distribution géographique de quelques maladies parasitaires en Espagne, II, 1924, 90.
- Note préliminaire sur l'épidémiologie de la fièvre récurrente espagnole, IV, 1926, 185.
- Sautet (J.).** — Action de l'amidon sur les cultures d'amibes, IV, 1926, 345.
- Cf. Carvaillo et Sautet, IV, 1926, 349.
- Recherches expérimentales sur quelques produits employés dans le traitement de la dysenterie amibienne, V, 1927, 329.
- Quelques remarques sur les cultures d'*Entamoeba dysenteriae*, VII, 1929, 64.
- Pouvoir pathogène des cultures d'*Entamoeba dysenteriae* faites en présence d'amidon de riz, VII, 1929, 140.
- Cf. Horovitz et Sautet, VII, 1929, 151.
- Formation des kystes bleus de *Giardia intestinalis*, VII, 1929, 193.
- *Adelina tenebrionis* n. sp., parasite du coelome de la larve de *Tenebrio molitor* (note préliminaire), VIII, 1930, 241.
- A propos d'*Adelina tenebrionis*, coccidie coelomique de *Tenebrio molitor*, VIII, 1930, 582.
- Cf. Coulon et Sautet, IX, 1931, 530.
- Schulman (E.-S.).** — Cf. Serbinow et Schulman, VI, 1928, 477.
- Schulz (R.-Ed.).** — Cf. Skrjabine et Schulz, IV, 1926, 68.
- Sur la morphologie du *Physaloptera caucasica* (von Linstow 1902) de l'homme, IV, 1926, 74.
- Sur la faune helminthologique de *Gazella subgutturosa* Gueld, VI, 1928, 101.
- Schwetz (J.).** — Notes protozoologiques : les hématozoaires des grenouilles et des crapauds de Stanleyville (Congo belge), VIII, 1930, 122.
- Sur un cas d'infection intense par *Trypanosoma theileri*, VIII, 1930, 135.
- Sur un piroplasma atypique de deux bovidés du Congo, VIII, 1930, 602.
- *Trypanosoma lewisi* et splénectomie, IX, 1931, 10.
- Sur quelques hématozoaires des lézards de Stanleyville et du lac Albert, IX, 1931, 193.
- Sur quelques hématozoaires des oiseaux de Stanleyville (Congo belge), IX, 1931, 303.
- Les hématozoaires des serpents de Stanleyville (Congo belge), IX, 1931, 303.
- Notes morphologiques sur les trypanosomoses animales de Stanleyville et du Congo oriental, IX, 1931, 392.
- Schwetz (J.) et Fornara (L.).** — Les parasites sanguicoles du calao *Bycanistes sharpei duboisi* (trypanosomes, *Hæmoproteus* et filaire), VII, 1929, 453.
- Schwetz (J.) et Storck (N.).** — *Gonderia (Theileria-Babesia) mutans* des bovidés et ovidés de Stanleyville (Congo belge), VIII, 1930, 113.

- Ségal (J.).** — Inoculation à des cobayes nouveau-nés du sang d'un malade atteint de tierce bénigne, VIII, 1930, 590.
- Serbinow (P.-I.) et Schulman (E.-S.).** — Répartition de l'*Hymenolepis nana* en Russie (note), VI, 1928, 477.
- Seydel (S.).** — Cf. Rivalier et Seydel, X, 1932, 444.
- Shikhobalov (N.).** — Sur une nouvelle filaire d'oiseaux : *Pseudaprocta gubernacularia* n. g., n. sp., VIII, 1930, 624.
- Sigalas (R.).** — Présence d'*Hymenolepis jesus* chez *Rissa tridactyla* (note), I, 1923, 200.
- Simic (T.).** — Etude comparative de la biologie de *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus papatasi* en Macédoine, VIII, 1930, 179.
- La résistance des amibes pathogènes à l'action du froid, de la chaleur et de la lumière solaire, VIII, 1930, 225.
- Faut-il attribuer à l'amidon de riz la perte de l'action pathogène des amibes de culture ? VIII, 1930, 577.
- Etude complémentaire des phlébotomes de Skoplje (Yougoslavie), IX, 1931, 104.
- Présence de l'*Entamæba dispar* Brumpt dans le Sud de la Yougoslavie (Macédoine serbe), IX, 1931, 289.
- Infection expérimentale de l'homme par *Entamæba dispar* Brumpt, IX, 1931, 385.
- Etude expérimentale complémentaire de l'*Entamæba dispar* Brumpt, de Skoplje, sur le chat, IX, 1931, 497.
- Etude biologique et expérimentale du *Trichomonas intestinalis*, infectant spontanément l'homme, le chat et le chien, X, 1932, 209.
- Etude complémentaire de l'infection du chien par le *Trichomonas* d'origine humaine, canine et féline, X, 1932, 402.
- Présence à Skoplje d'une nouvelle variété de *Phlebotomus perniciosus*, X, 1932, 431.
- Skrjabin (K.-I.).** — Sur les trématodes d'*Emys orbicularis* L., III, 1925, 281.
- Sur la faune des trématodes des oiseaux de Transbaïkalie, VI, 1928, 80.
- Skrjabin (K.-I.) et Schulz (R.-Ed.).** — Affinités entre le *Dithyridium* des souris et le *Mesocetoides lineatus* (Gørze 1782) des carnivores, IV, 1926, 68.
- Sorour (M.-F.).** — Contribution à l'étude des tumeurs irritatives bénignes et malignes produites par les bilharzies, VII, 1929, 389.
- Preuve statistique de l'association de la bilharziose avec les tumeurs malignes dans le corps humain, VIII, 1930, 610.
- Stefanski (W.).** — Quelques précisions sur les caractères spécifiques du strongle géant du chien, VI, 1928, 93.
- Stiles (C.-W.) et Orleman (M.).** — La nomenclature des genres de cestodes *Raillietina*, *Ransomia* et *Johnstonia*, IV, 1926, 65.
- Storck (N.).** — Cf. Schwetz et Storck, VIII, 1930, 113.

- Strelkow (A.).** — Nouvelles espèces du genre *Cycloposthium* habitant l'intestin du cheval, VI, 1928, 164.
- Stunkard (H.-W.).** — Sur l'*Unicæcum ruskowskii*, trématode sanguicole des tortues d'eau douce de l'Amérique du Nord, V, 1927, 117.
- Observations nouvelles sur les trématodes sanguicoles du genre *Vasotrema* (*Spirorchidæ*) avec description de deux espèces nouvelles, VI, 1928, 303.
- Surraco (N.).** — Cf. Talice et Surraco, VII, 1929, 133.
- Sypliaxov (Mlle O.).** — Sur un nouveau nématode des reptiles : *Skrjabinelazia taurica* n. g., n. sp., VIII, 1930, 615.
- Szpotanska (I.).** — A propos du genre *Porotenia* (note), IX, 1931, 484.
- Talice (R.-V.).** — Sur le rôle du *Pediculus vestimenti* dans la transmission de la fièvre récurrente espagnole (expérimentation sur l'homme et sur les animaux), VII, 1929, 177.
- Parasitisme de *Triatoma rubrovaria* par un sporozoaire, VII, 1929, 257.
- Sur quelques larves de *Trombidinæ* de l'Uruguay, parasites des animaux, VII, 1929, 483.
- Etude histologique de la piqûre de *Dermacentor reticulatus* (Fabricius 1794), VIII, 1930, 173.
- Le facteur pH en mycologie. Son influence sur la culture de certaines espèces de champignons parasites de l'homme, VIII, 1930, 183.
- Sur la trombidiose humaine en Uruguay, VIII, 1930, 349.
- Sur la filamentisation des *Monilia*, VIII, 1930, 394.
- Cf. Langeron et Talice, VIII, 1930, 419.
- Cf. Langeron et Talice, VIII, 1930, 509.
- Sur une souche de *Trichophyton ferrugineum* (Ota, 1921), (*Microsporum ferrugineum* Ota, 1921), isolée à Montevideo, IX, 1931, 77.
- Cf. Langeron et Talice, X, 1932, 1.
- Parasitisme des hérissons par les mycotorulées, X, 1932, 81.
- Talice (R.-V.) et Mackinnon (J.-E.).** — *Penicillium bertai* n. sp., agent d'une mycose broncho-pulmonaire de l'homme, VII, 1929, 97.
- Talice (R.-V.) et Surraco (N.).** — Sur la culture du *Treponema hispanicum*, VII, 1929, 133.
- Tanon (L.) et Jamot (E.).** — Essai de traitement de la maladie du sommeil, au Cameroun, par le Bayer 205. Action sur les parasites. Action sur les reins et le foie, II, 1924, 327.
- Theiler (A.) et Graf (H.).** — Quelques observations récentes sur la nature de *Gonderia mutans*, VI, 1928, 4.
- Thompson (W.-R.).** — Les larves primaires des tachinaires à œufs microtypes, II, 1924, 185, 279.

- Thompson (W.-R.).** — Recherches sur les larves des tachinaires *Sturmia*, *Winthemia*, *Carcelia* et *Exorista*, IV, 1926, 111, 207.
- Timon-David (J.).** — Les kystes à *Tetrameres* du pigeon, X, 1932, 425.
- Toumanoff (C.).** — Action des champignons entomophytes sur les abeilles, IX, 1931, 462.
- Trensz (F.).** — Cf. Nessmann et Trensz, VI, 1928, 182.
- Troisier (J.) et Deschiens (R.).** — Deux cas d'oxyurose chez le chimpanzé. Traversée de la paroi intestinale jusqu'au péritoine, VIII, 1930, 562.
- Tseng-Shen.** — Etude sur les cestodes d'oiseaux de Chine, X, 1932, 105.
- Un nouveau monostome de la Chine : *Cyclocœlum (Uvitellina) dollfusi* n. sp., VIII, 1930, 254.
- Sur un gastérostomide immature chez *Siniperca*, VIII, 1930, 554.
- Van Thiel (P.-H.).** — Deux nématodes nouveaux d'un singe hurleur de Surinam, III, 1925, 171.
- Diagnostic différentiel des larves strongyloïdes du *Necator americanus* et de l'*Ankylostoma caninum*, IV, 1926, 228.
- Vassiliadis (P.).** — Cf. Bruynoghe et Vassiliadis, VII, 1929, 353.
- Velu (H.).** — Contribution à l'étude des maladies à parasites endoglobulaires du bétail marocain, I, 1923, 54.
- Cf. Balozet, Lavier et Velu, I, 1923, 70.
- Velu (H.), Barotte (J.) et Lavier (G.).** — Le Bayer 205 dans la thérapeutique des trypanosomoses animales au Maroc, III, 1925, 1.
- Velu (H.), Barotte (J.), Balozet (L.) et Lavier (G.).** — Au sujet d'accidents consécutifs aux injections de Bayer 205 chez des étalons dourinés, III, 1925, 12.
- Verne (J.).** — Etude histologique d'un cas d'appendicite à oxyures, III, 1925, 60.
- Vladykov (V.).** — Cf. Monod et Vladikov, IX, 1931, 202.
- Walravens (P.).** — Note concernant le *Trypanosoma rodhaini* Walravens, IV, 1926, 31.
- A propos du *Trypanosoma rodhaini*. Réponse à une note de M. le Vétérinaire Hornby (note), V, 1927, 89.
- Wassilkowa (Z.) et Gouchanskaja (L.).** — Nématodes du genre *Eucoleus* Duj. 1845, chez les oiseaux, VIII, 1930, 619.
- Weiss (P.).** — Sur un *Sterigmatocystis* agent d'une dermatose semblable au pityriasis versicolor flava : *S. cinnamominus* n. sp., VIII, 1930, 189.
-

TABLE DÉCENNALE ANALYTIQUE DES MATIÈRES

A

Abeilles, IX, 462.
 Acanthocéphales, II, 214 ; IX, 185.
 Acariens, VII, 290, 483 ; VIII, 173, 355 ; IX, 359.
Acodon serrensis, II, 253.
Acrothecium, VII, 524.
A. nigrum, VII, 524.
Actinomyces bovis, II, 3.
Actinobacillose, III, 225.
 Actinomycoses, II, 1.
Adelina tenebrionis, VIII, 241, 582.
Aedes (Stegomyia) argenteus, 514.
Egyptianella pullorum, VII, 365.
 Afrique, I, 269 ; II, 121, 155, 224 ; III, 116, 290, 392 ; IV, 85, 327, 333 ; V, 27, 107 ; VI, 179.
 — occidentale, I, 167 ; IX, 276.
 — portugaise, II, 232.
 — du Sud, II, 239 ; VIII, 259.
Aleuramma, I, 329.
 Aleuriosporés, III, 79.
Aleurisma lugdunense, VIII, 628.
Aleurocloster, I, 327.
Alysiella, I, 1923, 116.
Amblyomma agamum, II, 113.
 Amérique du Nord, V, 1927, 117.
 Amibes, IV, 345 ; VIII, 225, 577 ; IX, 289 ; X, 514.
 Amibose, IV, 1926, 349.
Amirinæ, II, 1924, 129.
Amœnitates helminthologicæ, IX, 483.
Amphacanthus ovum-rajæ, IV, 242.
Amphistomidæ, VII, 262.
Anabæniolum, I, 118.
A. brumpti, I, 119.
A. grande, I, 121.
A. intermedium, I, 121.
A. minus, I, 121.
A. viscaciæ, I, 120.
 Anaplasmes, VIII, 231.

Anaplasma centrale, 231.
A. marginale, VII, 55 ; IX, 4.
Anas boschas domesticus, III, 343.
 Angola, III, 255.
 Animaux à fourrure, VIII, 655.
Anisomitus denisi, III, 343.
Ankylostoma caninum, IV, 228.
Anopheles, V, 46 ; IX, 284 ; X, 85.
A. maculipennis, III, 396.
Anoplocephalidæ, VII, 477.
 Anoploures, VII, 177.
 Antiformine, I, 301.
 Antilopes, II, 155 ; III, 116.
 Appendicite, VII, 280.
 Arthropodes, VIII, 102.
Ascaris, I, 352 ; IV, 232.
A. ovis, I, 265.
 Asie, II, 1924, 62.
Aspergillus janselmei, I, 137.
 Astérinées, VII, 309.
Ateleothylax, I, 333.

B

Balfour (A.), IX, 282.
Ballodora marceli, VI, 419.
Bartonella bacilliformis, VI, 1.
 Bassin méditerranéen, I, 16.
 Batraciens, IV, 42 ; X, 509.
 Bayer 205, I, 70, 73, 247, 252 ; II, 327 ; III, 1, 12.
Bilharzies, VII, 1, 10, 389 ; VIII, 17, 75, 268, 298, 610 ; IX, 15, 325.
Bilharziose, VII, 161, 259 ; IX, 282.
 — intestinale, VI, 182.
 — vésicale, II, 82, 178 ; VII, 1.
Blastodendron erectum, X, 62.
 Blastomycètes, II, 34.
Blepharocorys bovis, IV, 61.
Bodinia, I, 329.
Bothridium, V, 127.

Bouton d'Orient, II, 102.
 Bovidés, II, 340; IV, 14; VII, 55; VIII, 71, 113, 602; X, 305.
Bozasella, I, 217.
B. rhinocerotis, I, 217.
Braga, IX, 363.
 Brésil, II, 248; VII, 145.
Brevistreptothrix, II, 19.
Bufo calamita, III, 113.
 Buffle, VI, 323.
Bullinus contortus, VIII, 17.
Buissonia, II, 142.
B. africana, II, 145.
B. longibursa, II, 146; IV, 85.
B. rhinocerotis, II, 143.
Bütschlia nana, VI, 324.
B. omnivora, VI, 325.
Bycanistes sharpei duboisi, VII, 453.

C

Calao, VII, 453.
Caloscolex camelinus, IV, 250.
 Calvados, VI, 200.
Camallanidæ, X, 458.
Camelus dromedarius, IV, 241; VIII, 411, 628.
 Cameroun, II, 327; IV, 14.
 Cancer, VIII, 75, 309, 437.
Capreolus capreolus, I, 265.
Carcelia, IV, 207.
Carcharinus commersonii, IV, 162.
 Carlos França, V, 89.
 Carnivores, IV, 68.
Cerastocheres, X, 175.
C. trochicola, X, 165.
Cercaria ocellata, VIII, 151.
 Cercaires, VII, 262; VIII, 147, 151.
 Cestodes, I, 201, 276, 363; II, 74, 86, 226, 314, 319; III, 263, 267, 319; IV, 65, 68, 236, 333, 337; V, 20, 27, 127, 245, 249, 289; VI, 27, 59, 132, 179, 431, 477; VII, 274, 325, 469, 477; VIII, 102, 437, 450, 566; IX, 97, 162, 339, 484, 552; X, 105, 248, 257, 330, 334.
Cetorhinus maximus, I, 344.
 Champignons, II, 1; III, 71, 79, 181; IV, 1; V, 48, 344; VI, 385; VII, 97, 303, 309, 438; VIII, 183, 189, 194,

394, 411, 419, 422, 465, 509, 512, 520, 628; IX, 77, 144, 234, 277, 359, 366, 456, 462; X, 1, 81, 276, 435, 444, 520.
 Chat, III, 239; IV, 262; VI, 477; VII, 204; VIII, 215; X, 209.
 Cheval, I, 70; III, 12; IV, 87; VI, 164; VII, 419; VIII, 71; IX, 503.
 Chien, III, 239; VI, 93; VIII, 598; X, 209, 402.
Chilomastix aulastomi, VII, 61.
Chilomitus lagostomi, IV, 341.
 Chimpanzé, VII, 466; VIII, 562.
 Chine, I, 395; VIII, 254; IX, 561; X, 105.
Chrysomia albiceps, VI, 200.
 Chypre, VIII, 593.
Centrovitus pentadelphi, VI, 88.
Cimex lectularius, II, 71.
Cittotwnia africana, V, 27.
Cladotwnia cylindracea, VI, 431, 477.
Cladothrix liquefaciens, VII, 222.
Clemmys leprosa, IV, 327.
Closteramma, I, 329.
Closterosporea, I, 325.
Cobboldia lorodontis, I, 354.
 Coccidies, II, 335; IV, 22; VI, 404; VIII, 241, 582.
 Congo, VIII, 602; IX, 193.
 — belge, V, 195; VIII, 113, 122; IX, 303, 392.
 Congrès international de zoologie, X, 96.
Conorhinus maximus, II, 207.
 Copépodes, IX, 202; X, 129, 295, 334, 345.
 Corps parabasal, I, 342.
 Corse, IV, 323; V, 97; VI, 23, 145, 451; VII, 107; VIII, 17; IX, 134, 140, 530.
Councilmania lafleuri, VI, 155.
 Crapauds, VIII, 122.
Craterhina pallida, VI, 105.
 Crête, I, 108, 109.
Crocidura russulus, I, 262.
 Crustacés, VII, 112.
Cruzia mexicana, V, 41.
Cryptococcus, II, 1924, 38.
C. farcinimosus, III, 1925, 71.
Ctenocephalus canis, IX, 339.
Cucullanidæ, X, 458.
Culicidæ, I, 90, 108; III, 396, 403; IV,

126, 199, 308 ; V, 46, 97 ; VI, 206, 273, 451 ; IX, 134, 225, 284, 514 ; X, 85, 465, 494.
Culex brumpti, IX, 134.
C. hortensis, VII, 107.
C. impudicus, VI, 451.
C. lavieri, III, 68.
C. nyangæ, IX, 230.
Culicoides, VII, 218.
C. perpungens, IV, 319.
 Culture d'amibes, VII, 64 ; X, 514.
 — des *Plasmodium*, VII, 151.
 — des trypanosomes, I, 155, 181 ; IV, 388 ; VII, 248, 367.
Cyclocælum dollfusi, VIII, 254.
Cycloposthium, VI, 1928, 164.
C. edentatum, VI, 171.
C. piscicauda, VI, 174.
C. scutigerum, VI, 176.
Cylindrotænia, II, 74.
Cynomolpus (*Cynomolpus*) *fascicularis*, VI, 1928, 1.
Cysticeroïdes, VII, 112.
Cysticercus cellulosæ, II, 319.
Cysticerques, II, 319 ; V, 381, X, 330.

D

Davaïnea, II, 312 ; IX, 162.
Debab, I, 73.
Debaryomyces, I, 124.
D. burnieri, II, 35.
D. hildegaardi, I, 134.
D. lædegaardi, I, 132.
D. leopoldi, I, 128.
D. lundsgaardi, I, 130.
Dermacentor reticulatus, VIII, 173.
Dermophagus squali, IV, 330.
Dermatite verruqueuse, VII, 145.
Dermatophytes, I, 305 ; II, 172 ; III, 71, 79 ; IV, 11, 193 ; VI, 155, 170 ; VII, 80, 83, 145, 228, 438, 511, 524 ; VIII, 189, 411, 512, 520, 628 ; IX, 77, 144, 277, 368, 456, 546 ; X, 444.
Dermocystidium ranæ, IX, 1.
Dermophtirius, IV, 386.
D. carcharini, IV, 162.
 Détermination du pH, VII, 88.
Diaschistorchis gastricus, X, 226.

Dibothriocephalus latus, III, 263.
Dicræcælium, IX, 68.
Diectophyme renale, VI, 93.
Didymozoidæ, IV, 148.
Didymozoonidæ, IV, 148.
 Dindon, V, 279.
Dinobothrium plicidum, I, 344.
Diphyllbothrium latum, IV, 236 ; V, 249.
D. theileri, II, 240.
Diplodinium bubali, VI, 332.
D. bubalidis, III, 124.
D. cameli, IV, 246.
D. costatum, III, 121.
D. crassum, III, 132.
D. crustaceum, II, 158.
D. gracile, III, 128.
D. neglectum, III, 124.
D. polygonale, III, 120.
D. stoky, II, 158.
D. trilorica, III, 133.
D. ventricosum, II, 157.
Diplosoridæ, IV, 22.
 Diptères, VI, 105, 200, 284 ; VII, 287, 419 ; VIII, 57, 61, 71 ; IX, 140, 435, 503, 512.
Dipylidium, V, 245.
D. fuhrmanni, II, 245.
Discoglossus pictus, I, 337.
 Distomatose pulmonaire, VII, 204.
 — sous-cutanée, II, 322.
 Distomiens, III, 85, 185.
Dithyridium, IV, 68.
Dixidium dixæ, X, 439.
 Dourine, I, 70 ; III, 12.
Dracunculus medinensis, VI, 447.
 Dromadaire, I, 73 ; IV, 241 ; VI, 323 ; VIII, 411, 628 ; X, 385.
 Dysenterie amibienne, V, 329.
Dytiscus marginalis, VII, 290.

E

Ecole de Malariologie, V, 177.
 Ectoparasites, II, 211.
 Egypte, VIII, 593.
Eimeria hessei, II, 335.
 Echinococcose alvéolaire, III, 151.
 — secondaire, VIII, 450.

Echinococcus cruzi, II, 226 ; III, 326.
E. granulosus, V, 1, 239, 243, 310.
 Echinocoques, IV, 172 ; VIII, 437 ; IX, 97, 101, 188, 423.
 Emétique, VIII, 566.
Emys orbicularis, III, 281 ; V, 220.
Encephalitozoon, II, 178.
E. brumpti, VII, 449.
E. rabiei, II, 178.
Endodermophyton, IX, 144.
Entamæba aulastomi, III, 367.
E. bobaci, VI, 339.
E. coli, III, 364 ; IV, 272.
E. dysenteriae, VII, 64, 140 ; X, 514.
E. dysenteriae histolytica, III, 1925, 349.
E. dysenteriae tetragena minuta, III, 358.
E. dispar, IX, 289, 385, 497.
E. gingivalis, III, 361.
E. varani, VI, 162.
Entodinium parvum, II, 156.
E. triachum, II, 167.
 Entomophytes, IX, 462.
 Eperythrozaires coccoides, VII, 353.
Epidermidophyton, IX, 277.
Epidermophyton, IX, 277.
Epidinium lobatum, VI, 334.
Epimys norvegicus, II, 161 ; IX, 344 ; X, 414.
 Escomel (Dr.), VI, 138.
 Espagne, II, 90 ; IV, 185 ; VI, 206 ; VII, 177, 469 ; IX, 503.
 Espèces et genres nouveaux, I, 110, 205, 302, 396 ; II, 103, 179, 275, 355 ; III, 105, 209, 327, 428 ; IV, 106, 203, 310, 389 ; V, 91, 178, 280, 383 ; VI, 139, 248, 369, 480 ; VII, 91, 161, 250, 348, 446, 546 ; VIII, 103, 218, 452, 569, 660 ; IX, 88, 189, 286, 372, 485, 563 ; X, 97, 205, 301, 381, 463, 544.
 Etuve à microscope de N. Foot, III, 252.
Euculeus, VIII, 619.
 Eugléniens, II, 248.
 Europe, VIII, 376 ; IX, 72, 122.
 Examen des selles, III, 206, 207 ; IV, 385.
Exorista, IV, 212.

F

Fasciola hepatica, V, 236 ; VI, 321.
 Faune helminthologique, II, 99, 232, 239.
Felis domestica, IV, 33.
 Fibiger (Johannes), VI, 246.
 Fibro-adénome, VIII, 165.
 Fièvre bilieuse hémoglobinurique, II, 1924, 169.
 Fièvres récurrentes, IV, 185 ; VII, 177.
 Filaires, VI, 196 ; VII, 453 ; VIII, 624 ; IX, 284.
 Filamentisation, VIII, 394 ; X, 7.
 Flagellés, III, 35 ; IV, 31, 388 ; V, 89 ; VI, 18 ; VII, 57, 61, 190, 193, 248, 367, 377, 453 ; VIII, 135, 140, 201 ; IX, 10, 392 ; X, 209, 305, 402.
 Formose, III, 103.
 France, II, 274 ; III, 68, 103, 151, 375 ; IV, 319 ; VIII, 530 ; X, 286.
Fuhrmannella transvaalensis, II, 242.
F. fausti, X, 121.

G

Gabon, VI, 182 ; IX, 225, 233, 514 ; X, 85, 465.
 Gale norvégienne, I, 167 ; III, 994.
Gallus domesticus, III, 103.
Gambusia affinis, VIII, 593.
G. holbrooki, IX, 530.
Gasterophilus hemorrhoidalis, I, 269.
G. pecorum, I, 178 ; VII, 287.
G. pseudo-hemorrhoidalis, I, 272.
G. inermis, VII, 419.
G. intestinalis, VIII, 57.
Gazella subgutturosa, VI, 101.
 Géographie médicale, II, 90.
Geotrichoides, X, 62.
Giardia, I, 342 ; II, 161 ; VIII, 201.
G. cati, IV, 33.
G. intestinalis, VII, 193.
G. simoni, II, 167.
G. varani, I, 147.
G. viscaciae, I, 147.
Globidium cameli, X, 385.
Glossiphonia cruciata, VIII, 344.
Glugea lyssæ, II, 178.

Gomtia piscicola, VIII, 249.
Gonderia mutans, VI, 4 ; VIII, 113.
Gongylonema neoplasticum, X, 414.
Grahamella acodonii, II, 253.
Grammocephalus intermedius, II, 128.
 Grassi (G.-B.), III, 325.
 Grenouilles, VI, 196 ; VIII, 122.
 Grèce, VIII, 194 ; IX, 286.
Grubyella, I, 330.
G. camerounensis, IV, 14.
G. langeroni, VIII, 411.
G. ochoterenai, VII, 511.
Gryllus domesticus, II, 26.
 Guatemala, IX, 366.
 Guyane, III, 171.
Gymnodactylus fedschenki, V, 114.
Gymnophalloïdes tokiensis, III, 37.

H

Hæmaphysalis lagrangei, III, 301.
H. obesa, III, 301.
Hæmogregarina hortai, VI, 145.
H. lahillei, VI, 23.
H. stepanovi, V, 140.
Hæmoproteus, VII, 453.
Hegneria leptodactyli, II, 249.
 Helminthes, III, 318 ; VI, 101 ; IX, 323.
 Helminthologie, VII, 247, 444.
 Hématozoaires, III, 255 ; VIII, 122, 606 ; IX, 193, 303.
 Hémiptères, VII, 257.
 Hémiiurides, I, 345.
 Hémogregarines, III, 260.
 Hémoprotozoaires, VIII, 1 ; 638.
 Hémosporidies, VII, 453.
Henryella, II, 138.
H. bozasi, II, 139.
H. didieri, II, 141.
H. raillietii, II, 138.
H. zeltneri, II, 140.
 Hérisson, X, 81.
Hexamitus, III, 113.
 Hibernation, III, 325.
 Hirudinées, III, 292 ; VII, 209 ; VIII, 244.
Hunterellus hookeri, IX, 276.
Hydrachna processifera, VII, 290.
Hymenolepis bauchei, II, 315.
H. erinacei, V, 20.

H. fraterna, III, 270 ; IX, 339.
H. fusus, I, 200.
H. longistylus, X, 109.
H. macracanthos, X, 248.
H. macroscelidarum, II, 1924, 246.
H. meggitti, X, 115.
H. microstoma, VI, 59.
H. minuta, VIII, 102.
H. nana, III, 270 ; VI, 477 ; VII, 469.
H. pingi, X, 112.
H. pittalugai, X, 248.
Hypoderma bovis, IX, 512.
 Hippopotame, II, 307.

I

Ichthyophthirius multifiliis, IV, 49.
Idiogenes otidis, III, 143.
 Immunisation, I, 159.
 Immunité croisée, VIII, 1.
Inermicapsifer aberratus, II, 244.
 Inde, VIII, 249, 570 ; IX, 285 ; X, 225, 300.
 — néerlandaise, III, 232.
 Indochine, II, 314 ; V, 289 ; VI, 27 ; IX, 284.
 Infections héréditaires, III, 306.
 Infusoires, I, 209 ; II, 155 ; III, 116 ; IV, 61, 241 ; VI, 164 ; 323 ; VII, 466.
 Invertébrés marins, I, 276, 363 ; II, 86 ; VII, 325 ; IX, 552.
 Irak, VII, 1.
 Islande, IV, 172.
Isoparorchis, X, 453.
 Isopodes, VI, 419 ; IX, 363.
Isotricha bubali, VI, 330.
I. magna, II, 155.
Ixodidae, I, 200 ; II, 113 ; III, 301 ; IX, 276.

J

Java, VIII, 540.
Johnstonia, IV, 65.

K

Kashmir, VIII, 344.
Khalilia, II, 130.

K. rhinocerotis, II, 130, 224.
Kyste hydatique, IV, 233.

L

Lac Rodolphe, III, 370.
Lait, VIII, 244.
Lapin, II, 319.
Larves hématophages, II, 354.
Lavierella, I, 215.
L. africana, I, 216.
Lecithodendrium laguncula, IX, 483.
Leishman (W.), IV, 386.
Leishmania, VII, 190.
Leishmaniose, IX, 286.
Lepoderma, X, 509.
L. momphei, X, 509.
Leptodactylus ocellatus, II, 248.
Leptorhynchoides, II, 214.
Leptomonas naucoridis, III, 28.
Lernæa oryzophila, X, 346.
Levures, I, 124 ; II, 34 ; III, 181.
Lézard, V, 41 ; VII, 190 ; IX, 193.
Loxodonta africana, VI, 186, 291.
Lüheella pretoriensis, II, 239.
Lüheellidæ, II, 239.

M

Macacus cynomolgus, II, 236.
Macédoine, VIII, 179.
Madagascar, V, 27 ; VII, 10.
Mal del Pinto, VII, 524.
Maladie du sommeil, II, 327.
Maladies parasitaires, I, 301.
Mammifères, IV, 43 ; V, 143, 252, 356 ; VI, 107.
Manis (Pholidotus) temmincki, V, 107.
Mansonioides, IX, 514.
Margaropus, IX, 4.
Marmota bobac, VI, 339.
M. marmotta, V, 381.
Maroc, I, 54, 200, 202 ; II, 322 ; III, 1, 206.
Maurice (Ile), X, 509.
Mélanésie, VI, 138 ; VII, 89.
Memphisia, VI, 291.
M. brevicaudata, VI, 297.
M. loxodontæ, VI, 294.

M. rhinocerotis, II, 136.
M. soudanensis, VI, 296.
Méningite aiguë, VII, 449.
Mesocestoides lineatus, IV, 68.
Métacercaires, VIII, 216.
— progénétiques, X, 407.
Méthode de Willis, III, 206.
Mexique, V, 41 ; VII, 524.
Microfilaires, V, 114 ; VII, 399, 410.
Milieu de Ponselle, IV, 388.
Microtus arvalis, VI, 477.
Mollusques, I, 109, 202 ; IV, 286, 352 ; X, 129, 295.
Monilia, V, 48 ; VII, 506 ; VIII, 394.
M. albicans, X, 276.
Monostomes, VIII, 254.
Monostomidose cutanée, V, 279.
Monstre double, VIII, 147.
Moutons, VIII, 165.
Multiceps spalacis, I, 65.
Murshidia, VI, 193 et 291.
M. longicaudata, VI, 291.
Muridæ, III, 85, 185.
Muspicea borreli, VIII, 309.
Myiases, I, 203 ; II, 274 ; V, 105 ; IX, 140.
M. gastrophiliennes, VII, 419.
M. oculaires, II, 274.
Myceloblastanion fabrei, III, 181.
Mycétomes, V, 19, 27, 344 ; VI, 385 ; VIII, 194.
Mycocandida, X, 56.
Mycoses broncho-pulmonaires, VII, 97.
Mycotorulées, X, 81.
Mycotoruloides, X, 48.
M. triadis, X, 48.
M. ovalis, X, 49.
Mycoses, II, 26 ; VII, 107.
— de la rate, VI, 211.
Myriapodes, VI, 368.

N

Naucoris maculatus, III, 28.
Necator americanus, IV, 228.
Nématodes, I, 352 ; III, 60, 171, 290, 318, 392 ; IV, 74, 196, 228, 232, 309 ; V, 37, 41, 107, 114, 214 ; VI, 93, 137, 186, 193, 291, 447, 477 ; VII, 282, 399, 410, 453 ; VIII, 51, 171, 215, 309,

562, 615, 619, 624 ; IX, 344 ; X, 271, 414, 425, 458.
Neopronocephalus gangeticus, X, 240.
N. triangularis, X, 236, 544.
Nephrocephala, VIII, 216.
 Neumann (G.), VIII, 569.
 Névroptères, II, 354.
 Niger, II, 82.
 Noguchi (Hideyo), VI, 478.
 Nomenclature, II, 312 ; V, 382 ; VI, 245 ; VII, 348.
 Normandie, VII, 290.

O

Odhner (N.-J.-T.), VII, 247.
 Œufs d'helminthes, I, 301 ; III, 206.
Œsophagostomum, V, 214.
Œstridæ, V, 195 ; IX, 503.
Œstrus ovis, II, 274 ; IX, 140.
 Oiseaux, IV, 42, 337 ; VI, 80 ; VII, 365 ; VIII, 619, 624 ; IX, 105, 303.
Oochoristica ichneumonitis, II, 243.
O. lagrangei, V, 291.
 Ophryoscolécides, III, 116.
Opisthotrichum, II, 158.
O. thomasi, II, 160.
 Orang-outang, VIII, 51.
Ornithodoros normandi, I, 170.
Oryctolagus cuniculus domesticus, I, 178 ; II, 319 ; III, 232.
 Oscillariées, I, 75, 113.
Oscillospira dubardi, I, 86.
O. ingens, I, 89.
O. lavieri, I, 87.
O. media, I, 86.
Ostrea gigas, III, 37.
 Ouganda, VI, 203.
 Ovidés, VIII, 113.
Ozobanchus margoi, VII, 209.
 Oxyures, III, 60 ; VII, 280 ; VIII, 562 ; X, 271.

P

Palestine, V, 249 ; VII, 190.
 Paludisme, III, 370, 412 ; V, 90 ; VIII, 590, 593 ; IX, 530 ; X, 465.
 — congénital, IV, 29.

Pangolin, V, 107.
Parabronema rhinocerotis, V, 37.
 Paraguay, IX, 363.
Paranoplocephala acanthocirrosa, II, 241.
Paraquilonia, II, 125.
P. brumpti, II, 125.
 Parasites endoglobulaires, I, 54.
Pediculus vestimenti, VII, 177.
Penicilium bertai, VII, 97.
 pH, VII, 88 ; VIII, 183.
 Phacochères, V, 1927, 214.
 Phasmide, VI, 1928, 284.
Philura, IV, 1926, 386.
P. orata, IV, 1926, 162.
 Phlebotomes, I, 108 ; II, 102 ; III, 103, 104, 427 ; VII, 430, 494 ; VIII, 179, 362, 376, 382, 386, 523, 530, 540, 547 ; IX, 72, 104, 111, 122, 233, 247, 256, 261, 266 ; X, 96, 286, 431, 497, 504.
Phlebotomus ariasi, VIII, 530.
P. brumpti, VIII, 386.
P. chinensis, IX, 261.
P. demeijerei, VIII, 540.
P. fallax, IX, 256.
P. gomezi, IX, 247.
P. ingrami, VI, 203.
P. intermedius, 523.
P. langeroni, VIII, 547.
P. larroussesi, IX, 72 ; X, 96, 504.
P. major, VIII, 376.
P. minutus, IX, 111.
P. papatasi, VIII, 179 ; X, 497.
P. parroti, IX, 111.
P. perniciosus, VIII, 179, 382 ; IX, 266 ; X, 431.
P. perturbans, VIII, 540.
P. sanneri, IX, 233.
P. troglodytes, VIII, 386.
Physaloptera caucasica, IV, 74.
 Piedra, VII, 309.
 Pigeon, X, 425.
Piroplasma bigeminum, III, 21.
P. caballi, III, 375.
 Piroplasmose, II, 340 ; VIII, 8, 59, 113, 598, 602.
 Piroplasmose, VII, 365.
 — équine, III, 375.
Pithecostrongylus satyri, VIII, 51.
Plagiorechis potanini, VI, 83.

Plancton, I, 276, 363 ; II, 86 ; VII, 325 ; IX, 552.
 Planorbes, X, 407.
 Pléomorphisme, VIII, 419, 509.
 Poissons, II, 214 ; IV, 42 ; VI, 221, 343 ; VIII, 249, 593 ; IX, 185, 185 ; X, 345.
 Polynésie, VI, 138 ; VII, 89.
 Polysaccharides, VIII, 422, 465 ; IX, 546.
Pontobdella brumpti, III, 292.
 Pore, I, 352.
Porotœnia, IX, 484.
 Poules, II, 314.
 Procédé de Leslie Sheather, III, 207.
Proctœces ostreæ, III, 49.
Pronocephalidæ, X, 225, 323.
Prosorhynchus vaneyi, VIII, 555.
Protospirura bonnei, IX, 344.
P. hamospiculata, V, 107.
 Protozoaires, III, 307, 384 ; VIII, 598.
Pseudaprocta gubernaculæria, VIII, 624.
Psychoda B. punctata, V, 105.
Pteridopharynx, VI, 196.
P. omoensis, II, 134 ; III, 392.
Pulex irritans, IX, 339.
 Punaises, II, 71.

Q

Quilonia, VI, 186.
Q. khalili, VI, 189.
Q. loxodontæ, VI, 188.
Q. magna, VI, 166.
Q. parva, III, 290.
Q. rhinocerotis, II, 123.

R

Rage, II, 178.
 Railliet (A.), IV, 308 ; IX, 87.
Raillietina, II, 312 ; IV, 65.
R. (Raillietina) carpophagi, V, 298.
R. (R.) fragi, V, 297.
R. (R.) korkei, V, 295.
R. (Skrjabinia) lavieri, VI, 179.
Rana esculenta, I, 155, 252 ; II, 325 ; IV, 232 ; VI, 18, 145 ; IX, 1.
 Ransom (P.-H.), IV, 104.

Ransomia, IV, 65.
 Rats, II, 161 ; X, 330.
Ratzia parva, VII, 196.
 Réduvidés, V, 63.
 Région bordelaise, VII, 218.
 — parisienne, III, 104, 427 ; IV, 199.
 Reptiles, IV, 42 ; VI, 152 ; VIII, 615.
 Rhodésie, IX, 284.
Rhodnius, V, 63.
R. robustus, V, 85.
 Rhinocéros, V, 37.
R. bicornis, II, 121, 224 ; III, 290 ; IV, 85.
Rhinolophus hipposideros, II, 335.
Rhipicephalus bursa, IX, 4.
Rissa tridactyla, I, 200.
 Rhizopodes, VI, 152, 155, 339 ; VII, 64, 140.
 Ross (Ronald), X, 542.
 Roumanie, VII, 430 ; VIII, 71.
 Rupture de rate, II, 325.
 Russie, II, 99 ; VI, 477 ; VIII, 598 ; IX, 202.

S

Sable hydatique, VII, 274.
Sabouraudites, I, 326.
Sabouraudites felineus, VIII, 419, 509.
Saccharomyces annulatus, VII, 303.
 Sarcosporidies, V, 381.
 San Salvador, V, 344.
Schistosoma bovis, VIII, 17.
S. curassoni, IX, 325.
S. hæmatobium, II, 82 ; VI, 182, 440 ; VII, 10 ; VIII, 161, 298.
S. japonicum, I, 395.
S. rodhaini, IX, 325.
Scylliorhinus canicula, VII, 282.
 Serpents, IX, 303.
 Sexualité, IV, 126, 308.
Simulidæ, VII, 511.
 Singe hurleur, III, 171.
Siniperca, VIII, 554.
Skrjabinellazia taurica, VIII, 615.
Spirhapalum polesianum, V, 220.
 Spirochètes, III, 308.
Spiroorchis, IV, 97.
S. blandingi, IV, 102.
S. chelydræ, IV, 101.

S. pictæ, IV, 100.
 Sporotrichose, IX, 366.
 Sporozoaires, I, 201 ; III, 314, V, 140 ;
 VI, 4, 23, 145, 404 ; VII, 55, 257 ; X,
 385.
 Soudan anglo-égyptien, VIII, 593.
 — français, II, 82, 178.
 Souris, IV, 68 ; VII, 377 ; VIII, 140,
 298, 309.
Squamanema bonnei, III, 176.
Sterigmatocystis cinnamominus, VIII,
 189.
 Stockman (Stewart), IV, 387.
Stomoxys calcitrans, VIII, 61, 71.
Streptothrix dassonvillei, VII, 222.
Strongylidæ, II, 121 ; IV, 87.
Strongyloides, VIII, 171.
Strongylopleura pruvoti, X, 295.
Strongylus tetracanthus, I, 5.
Sturmia, IV, 116.
 Stybial, VIII, 450.
 Syngame, II, 307.
Syngamus hippopotami, II, 308.
Syphacia bonnei, III, 171.
 Syphilis expérimentale, I, 200.
 Syrie, VIII, 593.

T

Tachina larvarum, II, 202.
 Tachinaires, II, 185, 279 ; IV, 111, 207.
Tænia hyænæ, II, 247.
T. hydatigena, II, 236.
T. saginata, III, 267.
T. parva, II, 246.
 Tarabagans, VI, 339.
Tarsonemus, IX, 359.
 Darling (S. Taylor), III, 426.
 Technique mycologique, VII, 536.
 Teignes trichophytiques, IV, 14 ; VIII,
 411, 512.
Telorchis, VII, 29, 116.
T. gabesensis, IV, 327.
T. solivagus maroccanus, VII, 45.
Tenebrio molitor, VIII, 241, 582.
 Termites, III, 35.
Theileria annulata, VIII, 8.
T. mutans, I, 16 ; VII, 55.
T. parva, VIII, 8.
 Theileries, II, 340.

Theobaldia annulata, III, 325 ; X, 494.
Thrombicula, VIII, 355.
 Tortues, V, 117 ; X, 225.
Torula jeanselmei, VI, 385.
 Toxoplasmose, III, 232.
Tetrameres, X, 425.
 Transbaïkalie, VI, 80.
 Trématodes, II, 100 ; III, 85, 185, 281,
 319, 388 ; IV, 97, 140, 162, 327, 330,
 333, 386 ; V, 117, 220, 236, 289 ; VI,
 27, 80, 88, 182, 303, 321, 440 ; VII,
 204 ; VIII, 17, 75, 143, 147, 151, 161,
 165, 216, 249, 254, 259, 268, 298, 554 ;
 IX, 68, 325 ; X, 225, 323, 407, 453,
 509.
 — digénétiques, VII, 196.
 — sanguicoles, II, 100.
Tremiorchis ranarum, VI, 88.
Treponema hispanicum, VII, 133.
 Tréponèmes, VII, 57.
Triænophorus crassus, X, 257.
T. nodulosus, X, 334.
Triatoma bouvieri, II, 62.
T. carrioni, IV, 136.
T. maxima, II, 207.
T. pintoï, IV, 136.
T. rubrovaria, VII, 257.
 Triatomes, II, 62.
Trichoceridium ramosum, X, 435.
Trichinella spiralis, VI, 477 ; VIII, 215.
Trichoniscus (Spiloniscus) provisorius,
 VI, 419.
Trichomonas, X, 402.
T. felis, III, 239.
T. intestinalis, X, 209.
T. sanguisugæ, III, 369.
 Trichophytie, VIII, 411.
Trichophyton, IX, 546 ; X, 520.
T. albiciscans, III, 79.
T. areolatum, VII, 438.
T. faviformes, X, 520.
T. ferrugineum, IX, 77.
T. langeroni, IX, 456.
Trichosporum beigeli, IV, 1.
Trichosporium pedrosoi, VII, 145.
Troglodytella abrassarti, VII, 466.
Trombididæ, VII, 483.
 Trombidiose, VIII, 349.
Tropidonotus natrix, VI, 23.
 Truites, IV, 49.
Trypanosoma crociduræ, I, 262.

T. cruzi, VII, 367, 377 ; VIII, 140.
T. equinum, I, 247.
T. inopinatum, I, 155, 252 ; II, 325 ; VII, 248.
T. lewisi, IX, 10.
T. neveu-lemairei, VI, 18.
T. parroti, I, 337.
T. pecaui, I, 247.
T. rhodesiense, II, 254.
T. rodhaini, IV, 31 ; V, 89.
T. sergenti, I, 337.
T. theileri, III, 21 ; VIII, 135 ; X, 305.
Trypanosomes, I, 159, 181 ; III, 255, 310 ; IV, 388 ; VII, 57, 453 ; IX, 392.
Trypanosomoses animales, III, 1.
Tuberculose, IX, 323.
Tumeurs malignes, VIII, 610.
Tunisie, I, 108, 170, 203 ; VII, 55 ; VIII, 547.
Turquie, VI, 246.

U

Uganda, VI, 203.
Unicæcum ruskowskii, V, 117.
Uruguay, VII, 483 ; VIII, 349, 355 ; IX, 77.
Utricularia, III, 403, 412.
Utriculaires, III, 403, 412 ; V, 46.

V

Varanus niloticus, I, 147.
Vasotrema, VI, 303.
V. attenuatum, VI, 309.
V. robusta, VI, 312.
Venezuela, I, 301 ; IV, 105 ; IX, 247, 344 ; X, 414.
Viscacia viscacia, I, 147.
Veau, VIII, 520.
Verruga, VI, 1.
Vorticelles, VI, 419.

W

Wedlia katsuwonicola, IV, 140.
Weinlandia mayhewi, X, 120.
Winthemia, IV, 123.
Wohlfartia magnifica, I, 203.

X

Xenopsylla cheopis, IX, 339.

Y

Yougoslavie, VII, 494 ; IX, 104, 266, 289, 497 ; X, 431.